

UNTERSUCHUNGEN ÜBER DIE NASENFLORA BEI
EINIGEN GESUNDEN PSITTACIFORMESARTEN

RENATE SAILSTORFER
MÜNCHEN 1979

Aus der Klinik für Innere Krankheiten der Tiere der Universität München
Lehrstuhl für Krankheiten des Hausgeflügels, der Zier- und Zoovögel
Vorstand: Prof. Dr. I. Gylstorff

UNTERSUCHUNGEN ÜBER DIE NASENFLORA BEI EINIGEN
GESUNDEN PSITTACIFORMESARTEN

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde
des Fachbereichs Tiermedizin
der Ludwig-Maximilians-Universität München

von
Renate Sallstorfer

aus
Zweifelurth

München 1979

Gedruckt mit Genehmigung des Fachbereichs Tiermedizin
der Universität München

Dekan: Prof. Dr. H. Kräußlich
Referent: Prof. Dr. I. Gylstorff
Korreferent: Prof. Dr. B. Gedek

Tag der Promotion: 23. Februar 1979

MEINEN ELTERN IN DANKBARKEIT



Inhaltsverzeichnis

	Seite
1.0 EINLEITUNG	1
2.0 LITERATUR	2
2.1 Die Kontamination der Nasenhöhle	2
2.2 Bakterien, die aus Nase und Rachen gesunder Menschen und Tiere isoliert wurden	6
2.3 Die Keimflora des oberen Respirationstraktes des Vogels	16
3.0 EIGENE UNTERSUCHUNGEN	31
3.1 Versuchsplan	31
3.2 Methodik	32
3.2.1 Technik der Probenentnahme	32
3.2.2 Anzüchtung der verschiedenen Keime	32
3.2.3 Differenzierung der Isolate	34
3.2.3.1 Auf Blut- und Endoplatten gewachsene Keime	34
3.2.3.2 Auf Rogosaplatten gewachsene Keime	38
3.2.3.3 Auf modifiziertem Liver-Veal Agar anaerob gewachsene Keime	39
3.2.3.4 Auf Sabouraud-Dextrose-Agar gewachsene Pilze, sowie auf Blut- und Endoplatten gewachsene Pilze	40
3.3 Ergebnisse	41
4.0 DISKUSSION	61
5.0 ZUSAMMENFASSUNG/SUMMARY	68
6.0 LITERATURVERZEICHNIS	70
7.0 ABBILDUNGEN	80

LEBENS LAUF



Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41548319_0062

1.0 EINLEITUNG

Die Körperhaut und die Schleimhäute der Organe, die mit der Außenwelt kommunizieren, weisen, soweit sie untersucht worden sind, eine charakteristische Keimflora auf. Diese Florazusammensetzung ist das Resultat eines Wechselspiels zwischen wirtsabhängigen Milieukomponenten einerseits und den Bedürfnissen der beteiligten Mikroorganismen andererseits. Die vom Wirt bereitgestellten Umweltverhältnisse (z. B. Zusammensetzung der Schleimhautsekrete, deren pH-Wert und Osmolarität usw.) sind im wesentlichen durch genetische Faktoren festgelegt. Makroorganismen haben, auch wenn sie im gleichen Biotop leben, bereits auf der Speziesbasis unterschiedliche Zusammensetzung ihrer Mikroflora. Dabei muß unterschieden werden zwischen Keimen, die autochthon sind, d. h. regelmäßig und permanent angesiedelt sind, und passageren Keimen, die sich mehr zufallsbedingt auf Grund ihres ubiquitären Vorkommens vorübergehend nachweisen lassen. Über die unterschiedliche Darmflora einer Reihe von Vogelarten besteht bereits umfangreiche Literatur (KERN 1897, RAHNER 1901, KING 1905, GAGE 1911, MENES u. ROCHLIN 1929, EMMEL 1930, HAENEL et al. 1960, PETRAK 1969, GYLSTORFF 1970, GERLACH 1970, NAQI et al. 1970). Es ist wahrscheinlich, daß auch die physiologische Flora der Nasenschleimhaut charakteristische Unterschiede bei den einzelnen Vogelarten aufweist. Da über die Nasenflora der Papageienarten in der zugänglichen Literatur keine Angaben auffindbar sind, aber die häufigen respiratorischen Erkrankungen der Papageien die mikrobiologische Beurteilung derselben notwendig machen, sollten in vorliegender Arbeit einige klinisch gesunde Vertreter dieser Vogelfamilie untersucht werden. Denn nur bei Kenntnis des physiologischen Aufbaus der Flora können Störungen diagnostiziert werden, die dann möglicherweise auch schon als erste Indikatoren für eine Infektionsgefahr zu werten sind.

2.0 LITERATUR

2.1 Die Kontamination der Nasenhöhle

Jede Körperhöhle mit einer natürlichen Verbindung zur Außenwelt ist für die Ansiedlung von Bakterien prädestiniert, so auch die Nasenhöhle. Die Nasenschleimhaut steht in ständigem direkten Kontakt mit der Außenluft und wird unter anderem mit keimhaltigen Staubpartikeln, die aus Futter und Einstreu stammen, konfrontiert. Außer diesen äußeren Kontaminationsquellen dürfte auch eine innere, nämlich die Mundhöhle, nicht ohne Bedeutung sein.

Nach DELETTI (1892) läßt sich ein enger Zusammenhang zwischen dem Bakteriengehalt der Luft und dem der Nasenhöhle nicht verkennen. Auch WÜSSNER (1913) stellt fest, daß eine direkte Beziehung zwischen den von ihm in der gesunden Nasenhöhle gefundenen Keimen und der Umwelt besteht. Die Mannigfaltigkeit der Nasenflora ergibt sich nach KÜSTER (1929) aus der ständigen Verbindung derselben mit der Außenluft. Nach Untersuchungen von THOMSON (1936), PETRI (1888), FICKER (1896), HESSE (1884) und CALDERA (1919) muß die Luft als Transportmedium für den größten Teil der auf der Nasenschleimhaut nachweisbaren Bakterien angesehen werden. Nach THOMSON (1936) werden vom Mensch pro Stunde ca. 500 Liter Luft inspiriert. Hält man sich an stark exponierten Stellen auf, so atmet man stündlich, wie dies an Hand einer Luftuntersuchung im St. Paul's Churchyard in London gezeigt wird, 14 000 Mikroorganismen ein. PETRI (1888) findet bis zu 30 000 Keime in 1 m³ Luft. FICKER (1896) gibt für die Luft geschlossener Räume 100 000 und mehr Keime pro m³ an. HESSE (1884) hat den Keimgehalt der Luft in Krankenhäusern untersucht und findet 10 000 - 12 000 Keime, bei staubiger Luft sogar 60 000 - 200 000 Keime pro m³ Luft.

Auch CALDERA (1919) hat sich mit dem Zusammenhang Außenluft einerseits und Keimflora der Nasenhöhle andererseits beschäftigt. Er ist zu der Erkenntnis gekommen, daß der Keimgehalt der Nase bei niedriger Luftfeuchtigkeit entsprechend dem Keimgehalt der Luft zunimmt. In 3 000 m Höhe ist das Innere der Nase fast keimfrei. Feuchtwarme Luft vermindert den Keimgehalt, während Abkühlung den Keimgehalt des Nasensekrets erhöht.

SMIBERT et al. (1958) haben bei ihren Nasenflorauntersuchungen darauf geachtet, daß den im Labor untergebrachten Kücken vor der Probeentnahme kein Futter mehr angeboten wird, um einer Kontamination mit Futterstaub (s. S.19) vorzubeugen. Dann können im Gegensatz zu Angaben von z. B. GIBBS (1931), MEHLS (1939), PRICE et al. (1957) und ASNANI (1975) nur grampositive Bakterien auf der Nasenschleimhaut festgestellt werden.

Eine weitere, wenn auch wesentlich geringere Kontaminationsquelle der Nasenschleimhaut ist die Mundhöhle. Die Mundhöhle stellt ein Biotop mit günstigen Lebensbedingungen für Keime bezüglich Nährstoffangebot, Feuchtigkeit, Temperatur und Redoxverhältnisse dar (BERNHARDT und SCHWARZ, 1968/69) und bildet mit der Nasenhöhle einen offenen Lebensraum. Es wird deshalb nicht für ausgeschlossen gehalten, daß Kommensalen der Mundhöhle über die offene Verbindung Rachen bzw. Choanenspalte in die Nasenhöhle "einwandern".

Die Hauptquelle für die Keimbesiedlung der Nasenschleimhaut ist jedoch nach Untersuchungen von KLEMPERER (1896), CALDERA (1919), MÜSE und MESSERKLINGER (1954) sowie THOMSON und HEWLETT (1896) in der Außenwelt zu suchen, während Kontaktinfektionen oder Einwanderung über die Rachenhöhle offenbar nur geringe Bedeutung haben. KLEMPERER (1896) betont, daß die Zahl der Keime in der Tiefe der gesunden Nase meist gering ist, während eine Häufung der Bak-

terien am Naseneingang anzutreffen ist; an keiner Stelle der Nase fehlen die Bakterien jedoch vollständig. Auch CALDERA (1919) hat den Beweis erbracht, daß die Reichhaltigkeit der Keimflora von der Nasenöffnung nach hinten und oben erkennbar abnimmt. Untersuchungen von MÜSE und MESSERKLINGER (1954), die sich mit den Pathogenitätsverhältnissen der in den verschiedenen Nasenabschnitten vorkommenden Staphylokokken befaßt haben, bestätigen dies. Ebenso finden THOMSON und HEWLETT (1896) Mikroorganismen zahlreicher am Naseneingang als in anderen Nasenabschnitten. Die Autoren schreiben die relativ geringe Zahl von Bakterien unter anderem auch dem Umstande zu, daß der Luftstrom diese Teile gar nicht berührt.

Es kommt aber nicht jeder zufällig auf die Nasenschleimhaut gelangte Keim zum Haften und wird Bestandteil der Flora. Vielmehr besitzt die Schleimhaut des Nasen-Rachenraums, wie z. B. auch die Schleimhaut der Konjunktiva, des Magen-Darmtraktes und der Vagina, eine mehr oder weniger charakteristisch zusammengesetzte Normalflora, die überwiegend aus apathogenen Keimen besteht, zu denen sich nicht selten auch pathogene gesellen. Die Normalfloren eines Individuums sind je nach Wirtspezies, anatomischer Lage, Alter, Ernährung und vieler anderer nur schwer erfaßbarer Parameter in typischer Weise zusammengesetzt und bleiben, weitgehend unabhängig von wechselnder Kontamination, stabil. Diesen physiologischen Zustand bezeichnet man als Eubakterie (FEY, 1977).

So gibt es eine Reihe von Mechanismen, welche die Respirationsschleimhaut einsetzt, um sich gegen ein Eindringen von unerwünschten Keimen und anderen Partikeln zu wehren. Einmal ist es z. B. die Flüssigkeitsbarriere auf der Schleimhaut mit ihrer mechanischen und baktericiden Wirkung, zum anderen die rein mechanische Wirkung des Flimmerrepithels, die einem Haften der mit dem Luftstrom antransportierten

tierten Bakterien entgegenwirken. JAWETZ (1962) betont, daß die normale Konstante mikrobielle Flora einer Schleimhaut der Ansiedlung pathogener Keime entgegentritt und somit eine bedeutende physiologische Funktion besitzt.

Aber auch die Bakterien besitzen Einrichtungen, um die Barrieren des Wirts zu Überwinden. Eine Reihe von Enzymen, wie z. B. die Koagulase verschiedener Staphylokokken, die Streptokinase vieler hämolytischer Streptokokken oder die Hyaluronidase, die Hämolysine oder die Leukozidine, stellen für die Bakterien Eintritts- oder Haftmechanismen dar (JAWETZ, 1962).

Nach FEY (1977) ist der qualitative und quantitative Aufbau der Normalflora Ausdruck einer äußerst komplexen Ökologie und läßt sich bakteriologisch-diagnostisch nicht effektiv evaluieren, obwohl dies in unzähligen Arbeiten versucht worden ist.

2.2 Bakterien, die aus Nase und Rachen gesunder Menschen und Tiere isoliert wurden.

Bereits in den Anfängen der Bakteriologie erregte die Bakterienflora der Nasenschleimhaut besonders des Menschen das Interesse der Forschung. Da der Nasen-Rachenraum als Eintrittspforte für eine Reihe von Krankheitserregern angesehen wurde, war zunächst der Nachweis von bekannten Krankheitserregern wichtig. Es wurde aber auch schon damals immer wieder versucht, alle in diesem Biotop vorkommenden Keime zu erfassen, um einen bakteriellen Status der normalen, funktionstüchtigen Nasenschleimhaut zu erstellen.

Die Haustiere und wichtigsten Laboratoriumstiere wurden schon bald in diese Untersuchungen einbezogen.

Auf den Tabellen 1 und 2 werden die Ergebnisse der wichtigsten Untersuchungen dargestellt.

Soweit Angaben über die Häufigkeit des Auftretens der Keime gemacht wurden, ist dies neben der betreffenden Bakterienart angeführt.

Bei den mit * gekennzeichneten Keimen wurde die Taxonomie an Hand der in BERGEY (1974) aufgeführten Synonymnomenklatur auf einen neuen Stand gebracht.

Tabelle 1: Bakterien, die aus Nase und Rachen gesunder Menschen isoliert wurden

Isolierte Keime	Autor/en	Anmerkungen
plumpe, kurze Bazillen u. kl. Kokken, welche beide Gelatine verflüss.	REIMANN (1987)	im normalen Nasen- sekret
Vibrionen	WEIBL (1987)	Nasenhöhle
pathogene:	BESSER (1989)	Nasenhöhle, die path. Keime aus 81 Pers., die apath. aus 30 Pers.
*Strept. pneumoniae	14 x	
*Staph. aureus	14 x	
Strept. pyogenes	7 x	
Bac.pneum. Friedl.	2 x	
apathogene:		
Micr. liquefaciens albus	22 x	
*Staph. aureus	9 x	
Micr.cumulatus tenuis	14 x	
Micr.flavus liquefaciens	3 x	
*Staph. aureus ähnl. Microc.	2 x	
Micr.tetragenus subflavus	2 x	
Diplococcus minimus	1 x	
Micr. rosaceus	1 x	
Micr.calviformis	1 x	
Bac.striatus albus	10 x	
Bac.striatus flavus	1 x	
Bac. albus liquefaciens	2 x	
*Enterobacter aerogenes	1 x	

*Die Taxonomie wurde an Hand der in BERGEY (1974) aufgeführten Synonymnliste auf einen neueren Stand gebracht.

Isolierte Keime	Autor/en		Anmerkungen
Doppelbacillus Bacillus foetidus an den Enden abgerundetes Stäbch., fadenförmig, färbt sich nur an den Polen schwefelgelber Coccus weißer Coccus neapelgelber Coccus goldockerfarbener Coccus	12 x 2 x	PAULSEN (1890)	Nasenhöhle 27 Personen
Micr. candidans Micr. aurantiacus Micr. luteus Micr. ureae *Peptococcus aerogenes Bazillen	1 x 8 x 1 x 1 x 1 x	DELETTI (1892)	Nasenhöhle, 3 Personen
*Corynebact. hofmannii		SIMONI, DE (1899)	auf der Nasenschleimhaut bes. bei Kindern
*Staph. aureus Micr. pneum. (Fränkel) *Mycobact. tuberculosis Bac. pneum. Friedl. *Corynebact. diphtheriae *Corynebact. hofmannii Bac. fetidus Diploc. ozeanae (Löwenberg) Sarcina		KYLE (1899)	Nasenhöhle

*Die Taxonomie wurde an Hand der in BERGEY (1974) aufgeführten Synonyminaliste auf einen neueren Stand gebracht.

Fortsetzung Tabelle 1: Bakterien, die aus Nase und Rachen gesunder Menschen isoliert wurden

Isolierte Keime	Autor/en	Anmerkungen
*Mycobact. tuberculosis	JONES (1902)	Nasenhöhle, bes. Pflegepersonal Tbc-Kranker
*Corynebact. hofmannii	NEUMANN (1902)	Nasentupferproben aus 111 Personen
*Staph. aureus		98-100 %
Schimmelpilze		20 %
*E. coli.		12 %
grauer Micrococcus		8 %
Sarcina		8 %
Bac.pneum. Friedl.		6 %
*Peptostrept. lanceolatus		4 %
Micr.roseus		4 %
Bact.lactis aerogenes		4 %
*Klebsiella ozaenae		3 %
*Bac. subtilis var. niger		3 %
Hefen		2 %
Strept. pyogenes		2 %
*Pseudomonas fluorescens		1 %
Strept. pyogenes	HASSLAUER (1903)	An 111 Nasenhälfen wurden 186 bakt. Untersuchungen vorgenommen.
*Strept. pneumoniae		17,2 %
*Staph. aureus		19,9 %
*Corynebact. hofmannii		12,9 %
Bac. subtilis		11,3 %
Bac. pneum. Friedl.		7,0 %
Sarcina aurea et alba		5,9 %
Luftkokken		3,2 %
Fäulnisbakterien		1,1 %

*Die Taxonomie wurde an Hand der in BERGEY (1974) aufgeführten Synonymalliste auf einen neueren Stand gebracht

Isolierte Keime	Autor/en	Anmerkungen
Pseudomonadingokokken	8 % LIEBERKNECHT (1909)	Rachenabstriche von 150 Schulkindern
*Corynebact. diphtheriae *Corynebact. hofmannii	PAWLOWSKI (1910)	im Rachen von Kindern
Micr. candidans *Staph. aureus *Micr. luteus Sarcina lutea tetragena Strept. gracilis Strept. pyogenes *Peptostrept. lanceolatus Diplostrept. Bac. sphaericus *Enterobacter aerogenes Bac. liquefaciens *Pseudomonas putida *Pseudomonas fluorescens Bact. septicaemia haemorrh. Bact. pneum. Friedl. *Aeromonas punctata *Bac. subtilis var. niger Bact. albus putridus Fäulnispilze u. Hefen	WÖSSNER (1913)	100 untersuchte Nasenhöhlen
*Neisseria meningitidis	SCOTT (1916)	Nasen-Rachenabstriche von 138 Personen

*Die Taxonomie wurde an Hand der in BERGEY (1974) aufgeführten Synonyminaliste auf einen neueren Stand gebracht.

Isolierte Keime		Autor/en	Anmerkungen
hämols. Strept. grünwachsende Strept. indiff. Strept. Staph. Pneumokokken Influenzabazillen *Neisseria meningitidis *Granhamella catarrhalis Kokken, nicht diff. *Klebsiella ozaenae	6 % 89 % 4 % 12 % 26 % 40 % 4 % 14 % 73 % 16 %	WILLIAMS et al. (1921)	Nasenhöhle
Strept. viridans Staph. epidemicus Corynebact. E. coli Staph. aureus Diplococcus pneumoniae Strept. pyogenes Haemophilus influenzae	2 x 10 x 3 x 7 x 2 x 1 x 2 x 1 x	Pukas et al. (1970)	Nasenhöhle von 25 männl. Personen

*Die Taxonomie wurde an Hand der in SERGEY (1974) aufgeführten Synonymnliste auf einen neueren Stand gebracht.

Tabelle 2: Bakterien, die aus Nase und Rachen gesunder Tiere isoliert wurden

Isolierte Keime	Tierart	Autor/en	Anmerkungen
Strept.	10 x	ANGELIS DE (1907)	Nasenhöhle 10 Pferde
Staph.	10 x		
Kokkobazillen	3 x		
Heubazillen	8 x		
Streptobazillen	3 x		
Schimmelpilze	4 x		
Ovoide Bakt., die sich bipolar färben	Schwein	STUTE (1909)	Rachenschleim, ge- schlachteter Schweine
Ovoide Bakterien	Schwein	KLEIN (1906)	Nasenhöhle
Staph. aureus	0 % 11,5 % 40 % 64 % 8,3 % 52,9 % 0 % 0 %	ROUNTREE et al. (1956) Rind Hund Meerschw. Meerschw. Pferd Affe Hase Schaf	Nasenhöhle, 106 Rinder 61 Hunde 10 Meerschw. 50 Meerschw. 12 Pferde 17 Affen 15 Hasen 50 Schafe
Bipolare Bakterien	20 %	MESTER (1921)	Nasenhöhle, 81 Schafe

Fortsetzung Tabelle 2: Bakterien, die aus Nase und Rachen gesunder Tiere isoliert wurden

Isolierte Keime	Tierart	Autor/en	Anmerkungen
coagulase pos. Staph. aureus	23 % 7 % Hund Katze	WANN (1959)	Nasenhöhlen von je 100 Hunden u. Katzen
Staph. aureus bei normaler Fütterung AB-Fütterung	56,8 % 71,8 % Schwein	SMITH u. CRAIG (1960)	Nasenhöhle, je 160 Schweine aus 16 versch. Beständen AB: 10-20 g/to Chlor- tetracyclin od. Oxy- tetracyclin 6 Wo. - 3 Mo. lang.
100 Staph.-Stämme davon: 54 Staph. albus 12 Staph. aureus	Hund	SMITH (1962)	Nasenhöhle von 76 Hun- den
Staph. aureus, hämolyt. Staph. albus, hämolyt. Staph. albus, nicht-hämolyt. nicht-hämolyt. pigment. Staph. beta-hämolyt. Strept. alpha- u. nicht hämolyt. Strept. Corynebacterium spp. Bacillus spp. Neisseria spp. Pasteurella septica Haemophilus spp. Alcaligenes spp. Escherichia coli Proteus spp.	3 % 61 % 20 % 4 % 11 % 24 % 3 % 12 % 10 % 10 % 14 % 32 % 11 % gelagertl.	SMITH (1961)	Nasenhöhle von 100 Hun- den

Fortsetzung Tabelle 2: Bakterien, die aus Nase und Rachen gesunder Tiere isoliert wurden

Isolierte Keime	Tierart		Autor/en	Anmerkungen
Leptotricha spp.	3	Hund	SMITH (1961)	Nasenhöhle von 100 Hunden
Achromobacter spp. Flavobacterium	5	%		
Streptobacillus spp.	6	%		
Mycobacterium spp. gelegentl. nicht diff. Bakt.	4	%		
Coagulase pos. Staph.	16	%	PULVERER u. ENTEL (1967)	Nasen-Rachenraum von je 100 Rindern, Schweinen, Schafen u. Pferden und 105 Hunden
	18	%		
	9	%		
	32	%		
	13	%		
Pathogene Staph.	79,5	%	HÁJEK u. MARSALEK (1969/70)	Nasenschleimhaut von 88 Hunden
Pathogene Staph.	78,9	%	HÁJEK u. MARSALEK (1970)	Nasenschleimhaut von 90 Schweinen
Coagulase pos. Staph.	4,76	%	HÁJEK u. MARSALEK (1971)	Aus Nasenabstrichen von 462 Hasen
Pathogene Staph. Auf der Farm A Auf der Farm B	31 70,8	% %	HÁJEK et al. (1972)	Nasenschleimhaut von 290 Nerzen auf der Farm A, und 24 Nerzen auf der Farm B

Isolierte Keime	Tierart	Autor/en	Anmerkungen
Staph. aureus	38,8 % Pferd	HÁJEK et al. (1974)	Staph. aureus aus Nasen- tupferproben von 165 Pfer- den
Streptococcus der Gruppe C	Schwein	RILEY et al. (1973)	Aus Nasen- und Tonsillar- tupferproben vom Schwein

2.3 Die Keimflora des oberen Respirationstraktes des Vogels.

In den älteren, hier zitierten Arbeiten versuchte man ausnahmslos die Keimflora der Rachenhöhle des Vogels zu bestimmen. Die Rachenhöhle war deshalb so häufig Gegenstand bakteriologischer Untersuchungen, weil man dort den Erreger der Geflügeldiphtherie vermutete und des Öfteren sogar glaubte, ihn gefunden zu haben. Obwohl man heute weiß, daß die Geflügeldiphtherie (=Geflügelpocken) zu den Viruskrankheiten zu rechnen ist, sind die Ergebnisse der früheren Untersuchungen doch von Wert, da sie uns über den Bakteriengehalt der gesunden und kranken Rachenhöhle Aufschluß geben.

Einige ganz frühe Veröffentlichungen besitzen wohl, besonders was die Taxonomie betrifft, nur historischen Wert. Sie werden dennoch erwähnt.

Die erste zugängliche Literaturangabe über einen Rachenkeim des Vogels geht auf 1899 zurück. MACFAYDEN und HEWLETT haben damals aus dem Rachen von Tauben, die an "Krebageschwür" litten, und später auch aus dem Rachen gesunder Tauben ein Bakterium isoliert, welches kulturell und morphologisch die Eigenschaften von Diphtheriebakterien zeigt, jedoch nicht pathogen ist.

MÜLLER (1906) hat die Bakterienflora der Rachen- und Konjunktivalschleimhaut von je 4 gesunden Hühnern und Tauben untersucht. Neben Staphylokokken, Streptokokken und collartigen Stäbchen vermißt er fast nie Bakterien, die der Diphtheriegruppe zuzurechnen sind. Der Autor beschreibt außerdem eine Oscillarienart, die ebenfalls von SIMONS (1922) im Rachenschleim gesunder und an Diphtherie erkrankter Hühner gefunden und *Simonsiella mülleri* benannt wird. SIMONS (1922) entdeckt noch eine weitere Art, die er

Simonsiella filiformis bezeichnet. Morphologisch bilden diese Oscillarienarten eine charakteristische Gliederung von schalenförmigen gramnegativen Segmenten, welche oft blaue Körnchen im Inneren enthalten. Nach KLEIST (1954) handelt es sich dabei um Mikroorganismen, welche der Familie der Blaualgen (Cyanophyceen) zuzurechnen sind. Auch DANNENBERG (1924) isoliert bei seinen an 20 Hennen durchgeführten Rachenschleimuntersuchungen neben Spirillen und Corynebakterien auch Oscillarien. Außerdem hat er 18 verschiedene Vogelarten aus dem Zoologischen Garten untersucht, wobei er nicht angibt, um welche Arten es sich im einzelnen handelt. Allgemein bemerkt er, daß bei diesen in Käfigen gehaltenen Vögeln der Rachenschleim auffallend trocken und keimarm ist. Er findet jedoch Oscillarien bei einem Pfau und Spirillen vom Aussehen der Hühnerspirillen bei einer Moschusente (*Cairina moschata*).

HEELSBERGEN (1929) beschreibt folgende Keime in der Rachenhöhle des Geflügels:

kollartige Stäbchen,

Mikrokokken,

Bac. subtilis,

**Bac. subtilis* var. *niger*,

Bac. mycoides,

Bac. megaterium;

diphtherieartige Bakterien.

MEHLS (1939) hat an 25 Hühnern den Keimgehalt des Verdauungs- und Geschlechtstraktes untersucht und dabei auch den Rachenschleim einer bakteriologischen Untersuchung unterzogen. Als Mikroorganismen, die in der Rachenhöhle vorkommen, zählt er auf:

*Die Taxonomie wurde an Hand der in BERGEY (1974) aufgeführten Synonymalliste auf einen neueren Stand gebracht.

- *E. coli,
- *Staph. aureus,
- Strept. acidilactici,
- Bact. acidilactici,
- Bact. proteus,
- Bac. mycoides,
- *Bac. subtilis var. niger,
- *Pseudomonas aeruginosa,
- Micrococcus candidans,
- Actinomyces chromogenes.

Bei 3 von 10 untersuchten gesunden Hühnern findet GIBBS (1931) die Schleimhaut des Atmungstraktes (Rachen, Trachea, Syrinx, Bronchien und Lunge) keimfrei. Bei den anderen 7 Tieren beschreibt er:

*Staph. aureus,	4 x
Spirochaeta,	3 x
Micrococcus sp.,	2 x
Escherichia communior, (=Citrobacter sp.)	1 x
Alcaligenes bronchisepticus,	1 x
Eberthella septicemia, (=Salm. sp.)	1 x
*Micrococcus luteus,	1 x

PRICE et al. (1957) finden in Nasentupferproben von 26 gesunden Kücken:

Pseudomonas sp.,	1 x
Streptococcus sp.,	3 x
Micrococcus sp.,	12 x
Bacillus sp.,	4 x
Corynebacterium sp.,	1 x

Aus der Trachea isoliert er dieselben Keimarten.

*Die Taxonomie wurde an Hand der in BERGEY (1974) aufgeführten Synonymliste auf einen neueren Stand gebracht.

Aus 5 verschiedenen Herden stammen die Kücken, deren Atmungstrakt von SMIBERT et al. (1958) bakteriologisch untersucht worden ist. Die Ergebnisse sind sehr einheitlich. Die Tiere werden 24 h vor der Probeentnahme im Labor untergebracht. Es wird ihnen Wasser, jedoch kein Futter angeboten, um einer Staubkontamination des Respirationstraktes vorzubeugen. Es ist wahrscheinlich diesen Untersuchungsvorbereitungen zuzuschreiben, daß die Keimflora der Nasenhöhle sich ausnahmslos aus grampositiven Bakterien zusammensetzt: Streptokokken, Mikrokokken, Laktobazillen, Corynebakterien und Bazillen. Außerdem werden Mycoplasmen isoliert. Im Sinus infraorbitalis wird nur bei einem Tier, in der Trachea werden nur bei 4 Tieren gramnegative Keime gefunden, wobei eine Zuordnung zu einem bestimmten Genus unterlassen wird.

Eine Weiterdifferenzierung der Streptokokken ergibt: *Strept. faecalis*, *Strept. faecalis* var. *liquefaciens*, *Strept. faecalis* var. *zymogenes*, *Strept. faecium*.

Bei den Mikrokokken sind es: *Micrococcus pyogenes* var. *aureus*, *Micrococcus epidermidis*, *Micrococcus candidans*.

Es werden sowohl homofermentative wie auch heterofermentative Laktobazillen isoliert. Zu den ersteren gehören: *Lactobacillus acidophilus*, *Lactobacillus plantarum*, während bei den Heterofermentern *Lactobacillus fermenti* und *Lactobacillus brevis* vertreten sind.

Als häufigster Vertreter der Corynebakterien wird *Corynebacterium renale* identifiziert, außerdem finden sich noch: *Corynebacterium fimi*, *Corynebacterium hoagii*, *Corynebacterium bovis*, *Corynebacterium pseudodiphtheriticum*, *Corynebacterium xerosis*, *Corynebacterium acnes*. Die am häufigsten vertretene *Bacillus*-Spezies ist *Bacillus cereus*.

Ausschließlich um den Nachweis von *Staph. aureus* haben sich SMITH und CRABB (1960), PULVERER und ENTEL (1967) sowie HAJEK und MARSALEK (1969/70) bemüht. SMITH und CRABB (1960) finden diesen

Keim bei 58 % der untersuchten Kücken auf der Nasenschleimhaut. HAJEK und MARSALEK (1969/70), die *Staph. aureus* Stämme aus der Schleimhaut des oberen Respirationstraktes bei verschiedenen Tierarten isoliert haben, weisen diese Bakterien-Spezies auch bei 65 von 95 (68,4 %) wild lebenden Tauben (*Columba livia forma domestica*) in Nasennebenhöhlenabstrichen nach. PULVERER und ENTEL (1967) können koagulase-positive Staphylokokken aus dem Rachenraum von gesunden Hühnern anzüchten, und zwar aus 16 von 103 untersuchten Tieren. Die Autoren betonen, daß Staphylokokken nach ihren Befunden im Nasen-Rachenraum klinisch gesunder Haustiere und wildlebender Tiere (z. B. auch in Fasanen u. Rebhühnern) weit verbreitet sind, jedoch nur ein kleiner Teil dieser Stämme (hier rund 15 %) offenbar virulent sind.

Bei 1976 in Zentralafrika durchgeführten Untersuchungen haben VAN DAHME und DEVRIESE aus Gewebeproben aus der Larynxgegend bei 9 % der untersuchten Kücken *Erysipelothrix rhusiopathiae* nachgewiesen. Beinahe alle Stämme erweisen sich für Mäuse und Tauben pathogen.

Eine Pilzbesiedlung der respiratorischen Schleimhaut wird häufig als Zeichen für respiratorische Erkrankungen beim Vogel angesehen. Nach SHARMA et al. (1971) kann eine Vielzahl von Pilzspezies aus dem Atmungstrakt kranker Vögel isoliert und identifiziert werden, z. B. *Aspergillus niger*, *A. nigrescens*, *A. flavus*, *A. candidus*, *Rhizopus nigrescens*, *R. microsporum*, *Penicillium glaucum*, *Mucor racemosus*, *M. corymbifera*, *Diplod* spp., *Cladosporium* spp., *Mortierella* spp., *Saccharomyces* spp., *Paecilomyces* spp., *Cephalosporium* spp., *Trichoderma* spp., *Scopulariopsis* spp., *Phycomycetes* spp., *Curvularia* spp., *Streptomyces* spp., *Sepedonium* spp., *Trichosporon* spp..

Die interessante Frage, inwieweit auch beim klinisch gesunden Vogel

eine Pilzbesiedlung der respiratorischen Schleimhaut stattfindet, wird bei den meisten Untersuchungen der physiologischen Keimflora des oberen Atmungstraktes außer acht gelassen. Nur einige Autoren machen Angaben darüber.

BIDDLE und COVER (1957) berichten, in Luftsack und Trachea von sowohl gesunden als auch an CRD erkrankten Kücken einen hefeähnlichen Keim gefunden zu haben.

Im gleichen Jahr wird von PRICE et al. (1957) eine Keimflorabestimmung bei gesunden und an CRD erkrankten Kücken durchgeführt, wobei der kulturelle Pilznachweis stets negativ verlaufen ist.

SHARMA et al. (1971) befassen sich ausführlich mit der Pilzflora des Respirationstraktes beim Geflügel. Während sie bei Tieren mit unterschiedlich schweren Läsionen im Bereich der Atmungsorgane (wie z. B. Luftsackentzündung, Knoten in den Lungen, vermehrte Sekretansammlung in den Lungen) *Aspergillus fumigatus*, *A. niger*, *A. flavus*, *A. candidus*, *Mucor* spp., *Penicillium* spp. isolieren, treffen sie bei Tieren ohne pathologische Veränderungen *A. candidus*, *A. flavus*, *A. fumigatus* und *Cladosporium* spp. an.

Das Vorliegen krankhafter Zustände im Bereich des Atmungstraktes geht mit einer qualitativen und quantitativen Verschiebung des Spektrums der Nasenflora einher.

Alle zitierten Autoren sind sich darüber einig, daß die Keimflora der Nasenhöhle beim Vogel beim Vorliegen einer Respirationserkrankung eine Verschiebung von der grampositiven zur gramnegativen Seite erfährt und insbesondere das Auftreten von *E. coli*, das nach manchen Autoren in der physiologischen Flora überhaupt fehlt, gefördert wird.

GIBBS (1931) sieht sowohl die Zahl, wie auch die Vielfältigkeit der Keime der Nasenflora bei akuten Respirationskrankheiten ansteigen. Er gibt der reduzierten Funktion des Ciliarepithels sowie der erhöhten Sekretion und den anfallenden Entzündungsprodukten, welche den Keimen einen günstigen Nährboden bieten, die Schuld.

Bei Tieren mit infektiöser Tracheitis isoliert er zusätzlich zu der von ihm gefundenen physiologischen Flora *Streptococcus* sp., *Pseudomonas* sp., *Bacillus* sp. und *Pasteurella* sp. sowie *E. coli*, *E. gastrica*, *E. alkalescens*, *E. pseudocoloides*, *Saccharomyces* sp. und Hefen.

BIDDLE und COVER (1957) beschreiben ein vermehrtes Auftreten von *Escherichia* sp. in der Trachea, im Sinus infraorbitalis und im Luftsack bei an CRD erkrankten Kücken gegenüber einer gesunden Kontrollgruppe. In der aus 12 Tieren bestehenden Vergleichsgruppe werden nur bei 2 (16,6 %) *Escherichia* sp. nachgewiesen, während bei den 51 untersuchten an CRD erkrankten Kücken 57 % Träger von *Escherichia* sp. waren, davon 56,8 % in der Trachea, 41,1 % im Luftsack und 11,7 % im Sinus infraorbitalis.

21 der in Trachea und Luftsack gefundenen *Escherichia*-Stämme sind weiterdifferenziert worden: 15 Stämme stellen sich als *E. coli* dar, 3 als *E. freundii*, 2 als *E. intermedium* und ein Stamm konnte nicht klassifiziert werden.

PRICE et al. (1957) beobachten ebenfalls ein Ansteigen der gramnegativen Keime in der Nasenschleimhaut bei an CRD erkrankten Kücken gegenüber gesunden. Diese Verschiebung ist hauptsächlich dem vermehrten Auftreten der Spezies *Escherichia* zuzuschreiben. Aus 13 untersuchten Tieren ergibt sich folgende Genusübersicht:

	gesund	CRD
<i>Escherichia</i>	0	5
<i>Aerobacter</i>	0	1
<i>Proteus</i>	0	1
<i>Pseudomonas</i>	1	2
<i>Streptococcus</i>	3	4
<i>Micrococcus</i>	12	8
<i>Bacillus</i>	4	1
<i>Corynebacterium</i>	1	2

Auch SMIBERT et al. (1960) beschreiben ein häufiges Auftreten von gramnegativen Keimen auf der Nasenschleimhaut bei Hühnern mit Luftsackentzündung. Es sind vor allem *E. coli* var. *communis*, *E. coli* var. *neopolitana*, *E. coli* var. *communior*, *Aerobacter aerogenes*, *Proteus mirabilis*, *Pseudomonas aeruginosa* und *Paracolonibacterium coliforme* für die Verschlebung verantwortlich. *E. coli* ist der meist isolierte gramnegative Keim.

Prozentual häufiges Auftreten von gramnegativen Keimen, insbesondere von *E. coli* bei mit *M. gallisepticum* infizierten Kücken, wird auch von SATO et al. (1972) beschrieben:

<i>Haemophilus gallinarum</i>	35,2 %
<i>Escherichia coli</i>	32,8 %
<i>Pasteurella gallinarum</i>	17,2 %
<i>Proteus</i> sp., <i>Alcaligenes</i> sp., <i>Klebsiella</i> sp.,	} 34,0 %
<i>Pseudomonas</i> sp., <i>Enterobacter cloacae</i> ,	
gramnegative Stäbchen, nicht diff.,	
grampositive Stäbchen, nicht diff.	
grampositive Kokken, nicht diff.	5,7 %
nicht identifizierte Keime.	2,8 %
	6,2 %

Die Keime sind aus Sinus infraorbitalis, Trachea und Luftsack isoliert worden, wobei der Großteil der Keime aus Sinus und Trachea

stammen und im Luftsack nur *Haemophilus gallinarum*, *E. coli* und *Pseudomonas* sp. angetroffen werden.

An Hand von Trachealabstrichen hat BISGAARD (1977) die Keimflora des Respirationstraktes bei Hühnern verschiedenen Alters untersucht. Dabei legt er besonderes Augenmerk auf das Vorkommen von *Pasteurella haemolytica* (= *Actinobacillus salpingitidis*). Er beschreibt *Micrococcus*, *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Bacillus*, *Corynebacterium*, *Lactobacillus*, *Acinetobacter*, *Alcaligenes*, *Actinobacillus*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Klebsiella*, *Pasteurella* und *Moraxella* als Kommensalen der Trachealschleimhaut. Während er bei gesunden Hühnern das Spektrum der grampositiven Keime als wesentlichen Bestandteil der Trachealflora angibt, findet er bei Hühnern mit Atembeschwerden infolge infektiöser Bronchitis eine Verschiebung in Richtung einer vorwiegend gramnegativen Flora, insbesondere zu *E. coli*. Die meisten Tiere, bei denen *E. coli* den überwiegenden Teil der Trachealflora bildet, zeigen gleichzeitig eine positive serologische Reaktion gegen *M. gallisepticum*. Mit zunehmendem Alter der Tiere kann der Autor ein vermehrtes Vorkommen von *Pasteurella haemolytica* verzeichnen. Bei einer Kontrollgruppe ohne respiratorische Krankheitssymptome sind insgesamt 61 % der Hühner Träger von *Pasteurella haemolytica* auf der Trachealschleimhaut. Davon sind bei der Altersgruppe bis zu 7 Wochen 16 %, bei 8-20 Wochen alten Tieren 85 % und bei über 20 Wochen alten Tieren 81 % Träger. Bei Tieren mit respiratorischen Krankheitserscheinungen sind insgesamt 48 % *Pasteurella haemolytica* positiv; die Prozentangaben steigen von 26 % auf 48 % und auf 84 % bei bis zu 7 Wochen alten, bei 8-20 Wochen alten und bei über 20 Wochen alten Hühnern.

Die Nasenflora bzw. die Flora des Respirationstraktes wird nicht

nur durch Krankheitsprozesse beeinflusst, sondern auch durch therapeutische sowie eventuelle prophylaktische Maßnahmen zu deren Verhütung. Über den Einfluß einer Antibiotica-Therapie, bzw. einer Verabreichung von Therapeutika in nutritiven Dosen, auf die Nasalflora gibt es nur wenig Literatur.

Die physiologische *Staphylococcus-aureus*-Flora auf Haut und Schleimhaut erfährt unter Penicillin- und Tetracyclin-Einfluß eine nicht unbeachtliche Verschiebung. So können SMITH und CRABB (1960) bei 58 % der Kücken ohne AB-Zufütterung *Staph. aureus* auf Haut und Nasenschleimhaut nachweisen, während nach bzw. während Chlortetracyclin und Penicillin-Fütterung in nutritiven Dosen (5 g/t Futter Procaïn Penicillin G und 10-15 g/t Futter Chlortetracyclin über 10-11 Wochen) bei 95 % aller untersuchter Kücken *Staph. aureus* anzutreffen ist. Erwähnenswert ist die Resistenz, die sich bei oben angeführten Dosierungen entwickelt hat. So zeigen nur 1,2 % der isolierten *Staph. aureus*-Stämme aus Kücken ohne AB-Fütterung eine Resistenz gegenüber Penicillin und Tetracyclin, im Vergleich zu 19,5 % der Stämme aus der mit AB gefütterten Gruppe. Aber nicht nur die *Staph. aureus*-Flora der Versuchstiere verschiebt sich unter dem AB-Einfluß, sondern auch die des Betreuungspersonals (SMITH und CRABB, 1960). So steigt die *Staph. aureus*-Flora quantitativ zwar geringer als bei den Versuchstieren auch beim Betreuungspersonal an und zeigt ebenso wie die Tierstämme Resistenzen gegen die in nutritiven Dosen verabreichten Antibiotika.

Fast alle zitierten Arbeiten befassen sich mit Wirtschaftsgeflügel, vorwiegend mit dem Huhn, seltener mit Tauben bzw. Fasanen. Untersuchungsergebnisse bei Psittaciden konnten nicht gefunden werden.

Tabelle 3 gibt eine Übersicht über Bakterien und Pilze, die aus dem oberen Respirationstrakt gesunder Vögel isoliert wurden.

Die Taxonomie der mit * gekennzeichneten Keime wurde an Hand der in BERGEY (1974) aufgeführten Synominaliste auf einen neueren Stand gebracht.

Tabelle 3: Bakterien und Pilze, die aus dem oberen Respirationstrakt gesunder Vögel isoliert wurden

Isolierte Keime	Autoz/en	Anmerkungen
apathogene Diphtheriebakterien	MACFAYDEN u. HEWLETT (1899)	aus dem Rachen von Tauben
Staph. Strept. collartige Stäbchen Bakterien der Diphtheriegruppe	MÜLLER (1906)	aus dem Rachen von Hühnern u. Tauben
Oscillarien: Simonsiella mülleri Simonsiella filiformis	SIMONS (1922)	aus dem Rachenschleim von Hühnern
Oscillarien Spirillen Corynebakterien	DANNENBERG (1924)	aus dem Rachenschleim von 20 Hennen
collartige Stäbchen Mikrokokken diphtherieartige Bakt. Bac. subtilis *Bac. subtilis var. niger Bac. mycoides Bac. megaterium	HEELSBERGEN (1929)	aus der Rachenhöhle des Geflügels

*Die Taxonomie wurde an Hand der in BERGEY (1974) aufgeführten Synonymnliste auf einen neueren Stand gebracht.

Fortsetzung Tabelle 3: Bakterien und Pilze, die aus dem oberen Respirationstrakt gesunder Vögel isoliert wurden

Isolierte Keime	Autor/en	Anmerkungen
*Staph. aureus	4 x	aus Rachen, Trachea, Syrinx, Bronchien u. Lunge von 10 Hühnern
Spirochaeta	3 x	
Micrococcus sp.	2 x	
Escherichia communior	1 x	
(= Citrobacter sp.)	1 x	
Alcaligenes bronchisept.	1 x	
Eberthella septicemia	1 x	
(= Salm. sp.)	1 x	
*Micrococcus luteus	1 x	
*E. coli		
*Staph. aureus	MEHLS (1939)	aus der Rachenhöhle von 25 Hühnern
Strept. acidilactici		
Bact. acidilactici		
Bact. proteus		
*Bac. mycoides		
*Bac. subtilis var. niger		
*Pseudomonas aeruginosa		
Micrococcus candidans		
Actinomyces chromogenes		
Pseudomonas sp.	1 x	
Streptococcus sp.	3 x	
Micrococcus sp.	12 x	
Bacillus sp.	4 x	
Corynebacterium sp.	1 x	

*Die Taxonomie wurde an Hand der in BERGEY (1974) aufgeführten Synonyminaliste auf einen neueren Stand gebracht.

Fortsetzung Tabelle 3: Bakterien und Pilze, die aus dem oberen Respirationstrakt gesunder Vögel isoliert wurden

Isolierte Keime	Anteil	Autor/en	Anmerkungen
Streptococcus sp. Micrococcus sp. Lactobacillus sp. Corynebacterium sp. Bacillus sp. Mycoplasma	40 % 60 % 25 % 30 % 10 % 25 %	SWIBERT et al. (1958)	aus den Nasen von 20 Küken, je 4 Küken aus 5 versch. Herden
Staph. aureus	58 %	SMITH u. CRABB (1960)	100 Küken aus 10 ver- schied. Herden
koagulasepos. Staph.		PULVERER u. ENTEL (1967)	aus Hühnern, Fasanen, Rebhühnern
Staph. aureus	68,4 %	HAJEK u. MARSALEK (1969/70)	aus Nasennebenhöhlenab- strichen von 95 Tauben
Aspergillus candidus A. flavus A. fumigatus Cladosporium spp.		SHARMA et al. (1971)	Respirationstrakt Geflügel
Staph. sp. Strept. sp. Pasteurella sp. Escherichia sp. Pseudomonas sp. Salmonella sp. Mycoplasma		ASNANI u. PATHAK (1975)	aus dem Respirations- trakt von 121 Vögeln

Fortsetzung Tabelle 3: Bakterien und Pilze, die aus dem oberen Respirationstrakt
gesunder Vögel isoliert wurden

Isolierte Keime	Autoren	Anmerkungen
Erysipelothrix rhusiopathiae	9 % DAHME VAN U. DEVRIESE (1976)	aus Larynx von 24 Küken

3.0 EIGENE UNTERSUCHUNGEN

3.1 Versuchsplan

Es sollte die qualitative Zusammensetzung der Keimflora der Nasenschleimhaut bei klinisch gesunden Psittaciden verschiedener Spezieszugehörigkeit ermittelt werden. Dazu wurden Vögel ausgewählt, die dem institutseigenen Bestand angehörten oder in Importstationen untergebracht waren. Neben der klinischen Unverträglichkeit galt als Auswahlkriterium, daß die Verluste in den betreffenden Gruppen 10 % nicht überstiegen und daß die vorgeschriebene Tetracyclinbehandlung während der Importquarantäne bereits mindestens 8 Wochen abgeschlossen war, bzw. noch nicht eingesetzt hatte.

Neben der amtlichen Untersuchung von Kotproben im Tierversuch auf Psittakose wurden Kotproben bakteriologisch und parasitologisch untersucht. Bei den ausgewählten Vögeln wurden keine Psittakose und keine Abweichungen von der bekannten Kotflora festgestellt.

Die untersuchten 72 Vögel gliederten sich auf in:

- 20 Wellensittiche (*Melopsittacus undulatus*),
davon 10♀ , 10 ♂,
- 20 Graupapageien (*Psittacus erithacus*),
Geschlecht nicht feststellbar,
- 5 Kongopapageien (*Poliocephalus gullelmi gullelmi*),
Geschlecht nicht feststellbar,
- 6 Gelbwangenkakadus (*Cacatus sulphurea*),
Geschlecht nicht feststellbar
- 8 Weißhaubenkakadus (*Cacatus alba*),
Geschlecht nicht feststellbar,
- 13 Agaporniden (*Agapornis fischeri*),
Geschlecht nicht feststellbar.

3.2 Methodik

3.2.1 Technik der Probenentnahme

Die Probenentnahme erfolgte mittels steriler Nasentupfer. Die Tupfer wurden, jeweils auf die Größe der Nasenöffnung der betreffenden Vogelart abgestimmt, selbst hergestellt. Ein Holzstäbchen, an dem ein feiner, spiralförmig gedrehter Draht befestigt war, fungierte als Tupferträger. Das freie Ende des Drähtchens war mit einigen Wattefasern umwickelt. Die Tupfer wurden bei 200 ° C 2 h lang sterilisiert.

Bei der Probenentnahme wurden die in 0,9 %iger steriler Kochsalzlösung getränkten Tupfer in die Nasenöffnung des Vogels eingeführt und leicht gedreht, um einen möglichst nahen Kontakt mit der Schleimhaut herzustellen. Die Tupfer wurden anschließend sofort in ein steriles Reagenzglas verbracht. Auf diese Weise konnte von jeder Nasenöffnung eine Tupferprobe, also 2 Proben pro Vogel gewonnen werden.

3.2.2 Anzüchtung der verschiedenen Keime

Die Tupfer wurden sofort oder innerhalb weniger Stunden nach der Probenahme auf folgende Nährmedien ausgestrichen:

Blutplatten bestehend aus
Blood Agar Base (Difco 0045-01),
lt. Gebrauchsanweisung,
+ 4 g/1000 ml Agar (Difco 0140-01),
+ 10 % defibriniertes Rinderblut,
Bebrütung 48 h bei 37 ° C.

Endoplatten bestehend aus
Endo-C-Agar, Fuchsin-Laktose-Agar nach Endo,
(Merck Art. 4044),
lt. Gebrauchsanweisung,
Bebrütung 48 h bei 37 ° C.

Pilz-Selektiv-Platten bestehend aus
Sabouraud Dextrose Agar (Difco 0109-01),
lt. Gebrauchsanweisung,
Bebrütung bei 37 ° C über 3-5 Tage in feuchter Kammer.

Laktobazillen-Selektiv-Nährmedium bestehend aus
Rogosa SL Agar (Difco 0881-01),
lt. Gebrauchsanweisung,
Bebrütung 4-6 Tage bei 37 ° C in feuchter Kammer.

Anaerobier Nährmedium (nach SUWATANAVIROJ, 1973)

92 g	Liver-Veal-Agar (Difco 0045-01)
2 g	Glucose
ad 1000 ml	aqua dest.

15 min bei 120 ° C sterilisiert;
nach Abkühlung auf 56 ° C wurden folgende Zusätze steril hinzu-
gefügt:

20 ml	1 % Neomycinsulfatlösung
10 ml	0,01 % Brilliantgrünlösung
10 ml	3 % Cysteinhydrochloridlösung
50 ml	defibriniertes Pferdeblut

der pH-Wert des fertigen Mediums betrug 7,3-7,5. Die Platten kamen
nach dem Beimpfen sofort in einen Anaerobier-Topf nach Brewer. Der
verschlossene Topf wurde 3 x auf 0,2 at ausgepumpt und jeweils wie-
der mit Chaumette-Gas (90 % N₂ + 10 % CO₂) aufgefüllt. Die Bebrütung
erfolgte unter diesen anaeroben Bedingungen 4-6 Tage lang bei 37 ° C.

3.2.3 Differenzierung der Isolate

Zur Differenzierung wurden zunächst von jedem Kolonietyp einer Platte Reinkulturen angelegt und dann zur weiteren Differenzierung herangezogen.

3.2.3.1 Auf Blut- und Endoplatten gewachsene Keime

Die auf Blut- und Endoplatten gewachsenen Keime wurden zunächst im Nativ- und Gram-Präparat durchmustert.

Die grampositiven Kokken wurden an Hand der Koloniemorphologie und der Lage der Keime zueinander unterteilt in Streptokokken-ähnliche Keime und Staphylokokken bzw. Mikrokokken. Letztere wurden mittels einer bunten Reihe weiterdifferenziert. Die Zuordnung erfolgte an Hand folgender Eigenschaften:

- Koloniemorphologie, Hämolyse und Pigmentbildung,
- Abbau von Glucose und Laktose unter Säurebildung sowie H_2S -Bildung und Gasbildung unter Verwendung von Kligler Iron Agar (Difco 0086-01), lt. Gebrauchsanweisung,
- Abbau von Mannit, Maltose und Saccharose unter Säurebildung, bei Verwendung von Phenol Red Broth Base (Difco 0092-01), lt. Gebrauchsanweisung und Zusatz von 1 % Mannit, bzw. Maltose, bzw. Saccharose,
- Beweglichkeit, festgestellt nach Stichbeimpfung im halbfesten Nährmedium (Heart-Infusion Broth, Difco 0038-01), lt. Gebrauchsanweisung mit Zusatz von 4 g Agar/1000 ml (Bacto Agar, Difco 0140-01),
- Argininhydrolyase, Phenol Red Broth (Difco 0092-01), lt. Gebrauchsanweisung + 1 % Arginin,
- Nachweis der Art des Glucose-Abbaus (fermentativ oder oxidativ) mit Hilfe des OF-Tests nach HUGH und LEIFSON (1953) unter Verwendung von OF Basal Medium (Difco 0688-01), lt. Gebrauchsanweisung,

- Ureaseaktivität unter Verwendung von Urea Agar Base (Difco 0283-01),
- Reduktion von Nitrat zu Nitrit, unter Verwendung von Nitrat Bouillon (Merck Art. 10204),
Nachweis des Nitrits mit Griess-Ilosvays Reagenz (Merck Art. 9023) oder Gegenprobe (Nachweis des nicht reduzierten Nitrats) mit Zink-Staub,

- Voges-Proskauer Test:

Zusammensetzung des Mediums nach VOGES und PROSKAUER:

7 g	Pepton aus Casein
5 g	Kaliumdihydrogenphosphat
5 g	Glucose
1000 ml	aqua dest.

20 min im Dampftopf erhitzen,

Nachweis des Acetoins, Modifikation nach O'MEARA (1931): Kreatin (Monohydrat) (Merck Art. 5205) eine Messerspitze und Natronlauge 40 %ig, ca. die gleiche Menge wie Medium, ca. 5 ml,

- Plasmakoagulase:

Plasmakoagulase nachweis mittels Plasmaagglutination. 1 Tropfen eines aus Kaninchen-Zitratblut gewonnenen Plasmas wird auf einem Objektträger mit dem Inhalt einer Öse Staphylokokkenkultur verrieben. Bei koagulasepositiven Stämmen erfolgt fast augenblicklich die Agglutination der homogenen Suspension.

Nach JELJASZEWICS (1978) sind 20 % der positiven Reaktionen in diesem Test falsch positiv. Viele Staphylokokken können nach diesem Autor eine Proteinase bilden, die Prothrombin in Thrombin umwandelt. Proteinase- und Koagulaseaktivität können in diesem einfachen Test nicht unterschieden werden. Die Proteinase müßte spezifisch gehemmt werden, um eine echte Koagulasewirkung nachweisen zu können.

Die Röhrchen der bunten Reihe wurden 4-8 Tage bei 37 ° C bebrütet.

Grampositive Kokken, die auf Grund der Koloniemorphologie und des

mikroskopischen Bildes den Streptokokken zugeordnet wurden, wurden nur bis zum Genus differenziert.*

Die auf Blut- und selten auf Endoplatten gewachsenen grampositiven Stäbchen durchliefen eine nach COWAN & STEEL (1974) zusammengestellte bunte Reihe. Die Zuordnung zu den verschiedenen Taxa erfolgte nach folgenden Kriterien:

- Koloniemorphologie, Hämolyse, Pigmentierung,
- Beweglichkeit (siehe oben),
- Ureaseaktivität (siehe oben),
- Voges-Proskauer Test (siehe oben),
- Indolbildung unter Verwendung von Phenol Red Base (Difco 0092-01).
Der Indolnachweis wird mit dem Kovacs-Reagenz (Merck Art. 9293) geführt.
- Wachstum in 7 % NaCl:
Heart Infusion Broth (Difco 0038-01),
lt. Gebrauchsanweisung, + NaCl ad 7 %,
- Nitratreduktion (siehe oben),
- Abbau von Glucose aerob und anaerob, Mannit, Arabinose und Xylose aerob unter Säurebildung. Als Basalmedium wurde ein Nährboden verwendet, der besonders den Ansprüchen der Bazillen und Corynebakterien gerecht wurde und anorganischen Stickstoff enthielt. Nach COWAN und STEEL (1974) ist für Bazillen mit Ausnahme von *Bac. coagulans* für den Nachweis des Kohlehydratabbaus ein Medium mit Ammoniumsalz als Stickstoffquelle vorzuziehen.

Basalmedium nach SMITH, GORDON & CLARK (1952)

1 g	Ammoniumhydrogenphosphat
0,2 g	Kaliumchlorid
0,2 g	Magnesiumsulfat
0,2 g	Hefeextrakt
20 g	Agar
ad 1000 ml	Aqua dest.
4 ml	Bromcresolpurpur, 0,2 %

* Die Streptokokken wurden freundlicherweise von der Bundesforschungsanstalt für Milchwirtschaft in Kiel bis zur Spezies differenziert.

+ Zusatz von 1 % des entsprechenden Zuckers,
bei 115 ° C, 20 min autoklavieren.

Dagegen ist für Corynebakterien der Nachweis des Kohlehydratabbaus schwieriger. Nach LOVELL (1946) wird von *C. renale* Glucose nur regelmäßig abgebaut, wenn in Peptonwasser getestet wird.

- Für die Bazillen wurde für den Nachweis der Citratverwertung auf Grund der Angaben von COWAN und STEEL (1974) Christensen's Citrat Medium (CHRISTENSEN, 1949) benutzt.

3 g	Natriumcitrat
0,2 g	Glucose
1 g	Kaliumdihydrogenphosphat
5 g	Natriumchlorid
ad 1000 ml	Aqua dest.
6 ml	Phenolrot, 0,2 %
pH Einstellung auf 6,8 - 6,9	
Autoklavieren bei 115 ° C, 20 min.	

- Versporung, unter Berücksichtigung von Form und Lage der Spore sowie eventueller Auftreibung des Bakterienleibes. Da auf den beschriebenen Blutplatten, die zur Isolation verwendet worden waren, nur in Ausnahmefällen eine ausreichend gute Sporenbildung auftrat, wurde in Anlehnung an WINKLE (1955) nachstehendes Medium verwendet:

Nutrient Agar (Difco 0001-01),

lt. Gebrauchsanweisung, mit Zusatz von 1 % Natriumoxalat.

Die Bazillen versporteten auf diesem Nährboden nach einer Bebrütung von 1-5 Tagen (je nach Wachstum) bei 37 ° C relativ gut.

Die Sporen konnten im Nativpräparat bei Phasenkontrast erkannt und auch in Form und Lage beschrieben werden. Zur Kontrolle wurde eine Sporenfärbung nach Rakette durchgeführt.

- Wachstum bei 45 und 55 ° C Bebrütungstemperatur. Bebrütung im

Wasserbad 1-4 Tage.

Nährmedium: Glucose-Nährboden wie beschrieben.

Die auf Blut- und Endoplatten gewachsenen gramnegativen Stäbchen bzw. kokkoiden Stäbchen wurden beurteilt nach

- Koloniemorphologie, Hämolyse und Pigmentbildung, und an Hand folgender bunten Reihe:
- Abbau von Glucose und Laktose unter Säurebildung und Gasbildung sowie H_2S -Bildung (siehe oben),
- Beweglichkeit (siehe oben)
- Voges-Prskauer Test (siehe oben),
- Citrat Verwertungstest:

Im Gegensatz zu den grampositiven Stäbchen wurde für die gramnegativen Stäbchen zum Nachweis der Citrat-Verwertung das Medium nach KOSE (1923) verwendet:

1 g	di-Ammoniumphosphat
0,2 g	Magnesiumsulfat
3 g	Natriumcitrat (sicc)
1 g	Monokaliumphosphat
ad 1000 ml	Aqua dest.

- Ureaseaktivität (siehe oben),
- Indolbildung (siehe oben),
- Lysindecaboxylase Nachweis unter Verwendung von Lysin Decarboxylase Broth (Difco 0215-01), lt. Gebrauchsanweisung,
- Cytochromoxydase Nachweis:
Zum Nachweis wurden die Teststreifen der Firma Pathotec verwendet (über Firma Gödecke beziehbar).

3.2.3.2 Auf Rogosa-Platten gewachsenen Keime

Die auf dem Selektiv-Nährboden für Laktobazillen gewachsenen Keime

wurden im Nativ- und Gram-Präparat durchgemustert. Außerdem wurden sie versuchsweise auf Blutplatten verimpft, worauf ihr Wachstum durchwegs reduziert, wenn nicht total gehemmt war. Die isolierten Laktobazillen wurden nur bis zum Genus differenziert.

3.2.3.3 Auf modifiziertem Liver-Veal Agar anaerob gewachsenen Keime

Die anaerob gewachsenen Stämme wurden auf Blutplatten verimpft und ihr Wachstum wurde unter aeroben Bedingungen überprüft. Keime, die sowohl aerob wie auch anaerob wuchsen, wurden gemäß ihrer Gramfärbbarkeit als fakultative Anaerobier nach den bereits beschriebenen Kriterien weiterdifferenziert.

Als streng anaerob wachsende traten im Laufe der Untersuchungen nur 2 identische Stämme auf. Die Zuordnung erfolgte in Anlehnung an COWAN & STEEL (1974):

- Koloniemorphologie,
- Hämolyse,
- Abbau von Glucose und Laktose unter Säure- u. Gasbildung
- H_2S -Bildung,
- Beweglichkeit,
- Indolproduktion,
- Nitratreduktion,
- Lage und Form der Spore und eventuelle Auftreibung des Bakterienleibes.

Die Nährböden entsprechen den bereits beschriebenen. Die Bebrütung der Röhrchen erfolgte unter anaeroben Bedingungen im Brewer-Topf bei 37 ° C über 4-8 Tage.

3.2.3.4 Auf Sabouraud-Dextrose Agar gewachsene Pilze
sowie auf Blut- und Endoplatten gewachsene Pilze

Die Pilze wurden an Hand ihrer Koloniemorphologie sowie an Hand eines Abklatsch-Präparates, welches unter der Lupe und unter den 40iger Objektiv im Phasenkontrast beurteilt wurde, eingeteilt. Einige Pilzkulturen, die wir nicht differenzieren konnten, wurden freundlicherweise von Frau Prof. Dr. Gedek am Institut für Mikrobiologie des Fachbereiches Tiermedizin der Ludwig Maximilians Universität München weiterdifferenziert. Die meisten den Hefen zugeordneten Isolate bildeten bereits in den ersten Passagen Pseudomyzel.

Die Zuordnung der gefundenen Bakterien in die entsprechenden Genera und Spezies erfolgte nach COWAN & STEEL'S "Manual for the Identification of Medical Bacteria" (1974) und nach BERGEY'S "Manual of Determinative Bacteriology" (1974).

3.3 Ergebnisse

Die Keime, die von der Nasenschleimhaut bei Wellensittichen isoliert wurden, sind in Tabelle 4 aufgeführt. Neben den regelmäßig auftretenden Staphylokokken- und Bazillenarten kommen andere Keime nur sporadisch vor und sind nur bei wenigen Exemplaren nachweisbar. Es wurden überwiegend grampositive Bakterien isoliert. Bei allen 20 Wellensittichen wurde *Staph. epidermidis* angetroffen, wobei zusätzlich 3 mal eine Maltose negative Variante auftrat. Bei 3 Wellensittichen war *Staph. epidermidis* der einzige isolierbare Keim. Aus 2 Tieren konnte zusätzlich *Micrococcus roseus* angezüchtet werden. Streptokokken fanden sich nur bei 4 der 20 Vögel. Der zweithäufigste Keim gehörte zur *Bacillus*-Gruppe. Es handelte sich dabei um *Bac. licheniformis*, der 10 mal auftrat, wobei sich 1 mal eine atypische Form (VP negativ) fand. 2 mal konnten *Bac. brevis* und je 1 mal *Bac. cereus* atyp. (Glucose anaerob negativ) und *Bac. megaterium* angezüchtet werden. Es wurden außerdem bei einem Tier grampositive Stäbchen isoliert, die nicht näher differenziert werden konnten und deren Eigenschaften in Tabelle 11 C dargestellt werden.

Gramnegative Stäbchen fanden sich lediglich bei 4 Tieren und zwar 3 mal *Erwinia herbicola* (davon 1 mal atypisch: Citrat negativ) und 1 mal *Acinetobacter anitratus*.

Die Pilzflora der Nasenschleimhaut bestand aus überwiegend *Aspergillus*-Arten; es wurden *A. niger*, *A. flavus* und *A. fumigatus* isoliert. In einem Fall wurde auch *Mucor* gefunden.

Die Einzelergebnisse der Nasenschleimhautisolate bei Agapornis fischeri sind auf Tabelle 5 dargestellt. Bei dieser Vogelart bestehen bei allen Exemplaren lediglich Staphylokokken-Besied-

lungen, und zwar Überwiegend mit *Staph. epidermidis* (11 Fälle) und in 6 Fällen mit *Staph. aureus*. Zusätzlich zu den 11 typischen *Staph. epidermidis*-Stämmen wurde eine Maltose negative Variante gefunden. Von den 6 *Staph. aureus* waren 5 atypisch (3 mal Laktose negativ, 1 mal Arginin negativ, 1 mal Urease negativ). Alle Stämme reagierten jedoch im Koagulasetest positiv. Bei nur einem *Agapornis* wurde ein *Streptococcus* isoliert. Bei 2 Vögeln fanden sich grampositive Stäbchen, deren Eigenschaften auf Tabelle 11 C dargestellt sind und die nicht weiter eingeordnet werden konnten. Bei einem dieser Vögel war dies der einzige isolierbare Keim. An gramnegativen Stäbchen wurden je 1 mal *Acinetobacter anitratus* atyp. (Citrat negativ) und *Erwinia herbicola* nachgewiesen.

Die isolierten Pilze wurden 1 mal als *Mucor* sp., 1 mal als *Aspergillus niger* und in 3 Fällen als Hefe spp. differenziert.

Bei den Graupapageien erwies sich die Nasenschleimhautflora, verglichen mit Wellensittich und *Agapornis fischeri*, als bedeutend artenreicher. Die Ergebnisse der einzelnen Tiere sind in Tabelle 6 aufgestellt. Zusammenfassend läßt sich feststellen, daß die grampositive Bakterienflora dominiert. Auch der Anteil der Pilzisolate liegt erheblich höher als bei Wellensittichen und *Agaporniden*.

Bei allen Graupapageien kamen Staphylokokken (*Staph. epidermidis*: 18 Fälle, *Staph. aureus*: 5 Fälle, davon 2 mal eine Laktose negative Variante) vor. Neben dem typischen *Staph. epidermidis* trat bei einem Vogel eine atypische, Saccharose negative Form auf. Außerdem wurde in 4 Fällen *Micrococcus luteus* (2 mal atypisch: Arginin positiv) und *Micrococcus varians* gefunden. Streptokokken ließen sich nur in 4 Fällen nachweisen. Mit Ausnahme von 5 Tieren enthielt die Flora *Bacillus*-Spezies, und zwar in der Reihenfolge

der Häufigkeit: *Bac. licheniformis* (typ. und atyp.: VP negativ, oder Citrat negativ, oder Arabinose negativ), *Bac. cereus* (typ. und atyp.: VP negativ), *Bac. coagulans*, nicht identifizierte *Bac. spp.* (siehe Tab. 10) und *Bac. macerans*. Regelmäßig, das heißt bei 16 Graupapageien, wurden außerdem Lactobazillen angetroffen. Bei 7 Vögeln ließen sich grampositive Stäbchen nachweisen, deren Eigenschaften auf den Tabellen 11 B und 11 C dargestellt sind und die nicht bestimmt werden konnten. Bei Einzeltieren wurden außerdem *Corynebacterium ovis* und *Corynebacterium hofmannii* identifiziert.

Die gramnegativen Keime nahmen bei den Graupapageien, verglichen mit Wellensittich und Agapornis, einen höheren Anteil an der Flora ein, obwohl sie in keinem Fall regelmäßig auftraten. Am häufigsten gelang der Nachweis von *Acinetobacter anitratus* (6 mal, davon 2 mal eine Citrat negative Form). Die Enterobacteriaceen waren mit *Enterobacter aerogenes* (2 mal), *Enterobacter cloacae* (2 mal), *Klebsiella atlantae* (2 mal), *E. coli* (1 mal) und *Salmonella typhimurium* (1 mal) vertreten. Außerdem wurden je 1 mal *Pseudomonas aeruginosa*, *Alcaligenes faecalis* und ein asaccharolytisches *Flavobacterium* isoliert.

Regelmäßig konnten bei den Graupapageien Fungi angezüchtet werden. Der dominierende Pilz war eine *Mucor*-Spezies (15 Fälle). Die in 12 Fällen gefundenen *Aspergillus*-Spezies verteilen sich auf *A. niger*, *A. flavus* und *A. fumigatus*. In 2 Fällen wurde auch eine *Penicillium*-Art^{x)} identifiziert. Aber auch Hefe -Arten fanden sich bei 12 Graupapageien auf der Nasenschleimhaut.

Die Zahl der untersuchten Kakadus ist mit 14 zwar relativ aussagefähig, die Tiere gehörten jedoch 2 unterschiedlichen Spezies an.

x) *Penicillium verrucosum* DIERCKX var. *cyclopium* SAMSON et al.

Die 6 Gelbwangenkakadus und die 8 Weißhaubenkakadus unterschieden sich in ihrer Nasenflorazusammensetzung, abgesehen von Einzellisolaten, die zufallsbedingt aufgetreten sein können, nur hinsichtlich der Bazillen-Isolate. Bei den Gelbwangenkakadus wurde nur *Bac. licheniformis* nachgewiesen, während bei den Weißhaubenkakadus neben *Bac. licheniformis* auch *Bac. coagulans*, *brevis* und *cereus* auftraten (siehe Tab. 7). Die Untersuchungsergebnisse der einzelnen Tiere sind ebenfalls Tabelle 7 zu entnehmen.

Auch bei den Kakadus dominierten die grampositiven Keime. Die Staphylokokken traten jedoch nicht mit derselben Regelmäßigkeit auf wie bei Wellensittich, Agapornis und Graupapagei. Den höchsten Anteil an der grampositiven Flora haben die Bazillen, die in 3 Fällen keiner Spezies zugeordnet werden konnten (siehe Tab. 10). Vereinzelt ließen sich weiter nachweisen: Streptokokken, *Corynebacterium hofmannii*, Laktobazillen und *Clostridium sporogenes*. Es wurden außerdem bei 50 % aller untersuchten Kakadus grampositive Stäbchen isoliert, die nicht differenziert werden konnten. Die kulturellen und biochemischen Eigenschaften dieser Keime sind auf den Tabellen 11 A und 11 C dargestellt.

Ebenso wie bei den Graupapageien nahm auch bei den Kakadus die gramnegative Flora einen etwas breiteren Raum ein. Bei den Weißhaubenkakadus, nicht jedoch bei den Gelbwangenkakadus, wurde bei 3 Tieren *Alcaligenes faecalis* gefunden. In Einzelfällen fanden sich außerdem: *Acinetobacter anitratus*, *asacch.* *Flavobacterium* und *Haemophilus ducreyi*. An Enterobacteriaceen wurden ebenfalls nur vereinzelt *Salmonella typhimurium*, *Enterobacter cloacae*, *Enterobacter aerogenes* und *Erwinia herbicola* angezüchtet.

Ähnlich wie bei den Graupapageien spielte auch bei den Kakadus die Pilzflora eine größere Rolle. Es dominierten die *Mucor*-Spezies (bei 8 Tieren), während *Aspergillus*- und Hefe -Spezies bei je

4 Vögeln isoliert werden konnten.

Die Gruppe der Kongopapageien bestand nur aus 5 Exemplaren, wodurch eine Verallgemeinerung der Untersuchungsergebnisse in Frage gestellt wird. Da jedoch die Ergebnisse recht einheitlich ausgefallen sind, darf dennoch damit gerechnet werden, daß die Resultate einen Anhaltspunkt über die Nasenflorazusammensetzung dieser Vogelspezies geben. Einzelergebnisse siehe Tabelle 8.

Die Nasenflora bestand auch bei den Kongopapageien überwiegend aus grampositiven Keimen. Alle Exemplare wiesen *Staph. epidermidis* auf. Als zweit häufigste Organismen sind die *Bacillus*-Arten anzusehen, die bei 4 von 5 Tieren anzutreffen waren. Die Differenzierung ergab das Vorliegen von *Bac. licheniformis*, *Bac. cereus* und in 3 Fällen von *Bac. spp.*, die keiner Spezies zugeordnet werden konnten und deren Eigenschaften in Tabelle 10 aufgeführt sind. *Lactobazillen* ließen sich bei 3 Kongopapageien nachweisen. Ein Vogel hatte grampositive Stäbchen auf der Nasenschleimhaut, die nicht identifiziert werden konnten und deren Eigenschaften auf Tabelle 10 C näher beschrieben werden.

Die gramnegative Bakterienflora bestand in 2 Fällen aus *Acinetobacter anitratus*, in 4 Fällen aus *Alcaligenes faecalis* und *A. bronchisepticus atyp.* (Nitratreduktion negativ) sowie in einem Fall aus *Branhamella catarrhalis*. Außerdem fand sich bei einem Vogel ein *Pseudomonas*-Stamm, von dem nicht mit Sicherheit ausgesagt werden kann, ob er der Spezies *Pseudomonas fluorescens* oder *Pseudomonas putida* zuzuordnen ist. Die Pilzflora bestand aus *Aspergillus niger* und *A. fumigatus* sowie aus Hefe-Arten.

Zusammenfassend (siehe Tab. 9) läßt sich feststellen, daß bei allen untersuchten gesunden Vogelarten die grampositive Keimflora dominierte,

wobei Staphylokokken und Mikrokokken sowie Bacillaceen den Hauptanteil bilden. Laktobazillen wurden nur sehr unregelmäßig isoliert, während Streptokokken und Corynebakterien nur vereinzelt anzutreffen waren. Bei allen Probanden, wenn auch in unterschiedlichem Ausmaß, wurden dagegen grampositive Stäbchen isoliert, deren Differenzierung bisher nicht gelungen ist.

Bei den gramnegativen Stäbchen, die aus der Nase der Psittaciformes angezüchtet wurden, sind *Acinetobacter anitratus* und *Alcaligenes faecalis* zahlenmäßig am bedeutendsten. Die Enterobacteriaceen werden am häufigsten durch *Erwinia herbicola* vertreten, gefolgt von *Enterobacter* und *Klebsiella*. *Salmonella typhimurium* wurde 2 mal gefunden, und *E. coli* fehlte mit einer Ausnahme vollständig. Die übrigen gramnegativen Stäbchen stellen nur Einzelbefunde dar.

Die Pilzflora enthielt zwar nur wenige Genera (*Mucor*, *Aspergillus*, *Penicillium* und Hefen), sie bildete jedoch bei Graupapagei und Kakadu rund 1/3 der Flora.

Tabelle 4: Ergebnisse Wellensittiche

Vogel Nr.	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	33
Staph. epidermidis	20	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Staph. epidermidis atyp.	3	+	+	+	+															
Micrococcus roseus	2	+							+											
Strept. faecalis	4							+		+			+		+					
Bac. licheniformis	9				+	+	+	+		+	+	+							+	
Bac. licheniformis atyp.	1																			+
Bac. cereus																				
Bac. cereus atyp.	1		+																	
Bac. brevis	2																+			+
Bac. megaterium	1									+										
gram + St., nicht diff.	1	+																		
Erwinia herbicola	2				+												+			
Erwinia herbicola atyp.	1				+															
Acinetobacter anitratus	1																			
Aspergillus (fumigatus, flavus, niger)	6					+	+			+	+		+						+	
Mucor sp.	1																+			

Tabelle 5: Ergebnisse Agapornis fischeri

Vogel Nr.		20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32
Staph. epidermidis	11	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+		+
Staph. epidermidis atyp.	1											+		
Staph. aureus	1										+			
Staph. aureus atyp.	5		+		+	+				+		+		
Strept. avium	1	+												
gram + St., nicht diff.	2											+	+	
Erwinia herbicola	1	+												
Acinetobacter anitr. atyp.	1									+				
Hefe sp.	3	+	+							+				
Mucor sp.	1						+							
Aspergillus niger	1						+							

Tabelle 6: Ergebnisse Graupapageien

Vogel Nr.		34	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48	49	50	52	53	54	55
Staph. epidermidis	18		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+
Staph. epidermidis atyp.	1																		+		
Staph. aureus	3	+													+				+		
Staph. aureus atyp.	2																+				+
Micrococcus luteus	2										+								+		
Micrococcus luteus atyp.	2	+										+									
Micrococcus varians	1																				+
Strept. faecalis	4			+			+	+							+						
Bac. licheniformis	7			+	+						+						+		+	+	+
Bac. licheniformis atyp.	5		+			+				+				++			+				
Bac. cereus	4							+									+	+		+	
Bac. cereus atyp.	1											+									
Bac. coagulans	4		+						+					+					+		
Bac. macerans	1					+															
Bac. sp., nicht diff.	2																	++			
Corynebact. ovis	1																				
Corynebact. hofmannii	1										+										
Lactobac. sp.	16		+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+			+
gram + St., nicht diff.	7						+		+			+	++					+			+
Acinetobacter anitratus	4						+											+		+	+
Acinetobacter anitr. atyp.	2									+		+									
Enterobacter aerogenes	2																	+			+
Enterobacter cloacae	2							+													+
Klebsiella atlantae	2																+				+
Alcaligenes faecalis	1																			+	
asach. Flavobact.	1		+																		
Salm. typhimurium	1																				
E. coli	1														+						
Pseudomonas aeruginosa	1												+								
Mucor sp.	15		+	+		+		+	+	+		+		+	+	+	+	+	+	+	+
Hefe sp.	12			+	+				+	+	+	+			+		+	+	+	+	+
Aspergillus fumigatus, flavus u. niger	12			+			+				+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Penicillium verrucosum	2													+							

Tabelle 7: Ergebnisse Gelbwangenkakadus und Weißhaubenkakadus

Vogel Nr.		Gelbwangenkakadus						Weißhaubenkakadus								
		61	62	63	64	65	66		67	68	69	70	71	72	73	74
Staph. epidermidis	7		+	+		+		3		+		+		+		4
Staph. epidermidis atyp.	1												+			1
Staph. aureus atyp.	1	+						1								
Micrococcus luteus	1			+				1								
Strept. sp. *	1								+							1
Bac. licheniformis	8	+		+		+	+	4		+		+		+		4
Bac. licheniformis atyp.	1													+		1
Bac. cereus	3								+			+			+	3
Bac. coagulans	1													+		1
Bac. brevis	1										+					1
Bac. sp., nicht diff.	3									+			++			3
Corynebact. hofmannii	1	+						1								
Clost. sporogenes	2	+						1	+							1
Lactobac. sp.	1	+						1								
gram + St., nicht diff.	7		+	+				2		+	+	+		+		5
Alcaligenes faecalis	3													+	+	3
Acinetobacter anitratus	3		+					1			+				+	2
Erwinia herbicola	2													+		2
Enterobacter aerogenes	1	+						1								
Enterobacter cloacae	1			+				1								
asacch. Flavobact.	1									+						1
Salm. typhimurium	1					+		1								
Haemophilus ducreyi	1									+						1
Mucor sp.	8	+		+		+	+	4				+	+		+	4
Hefe sp.	4			+		+	+	2		+						2
Aspergillus (fumigatus, flavus, niger)	4	+						1				+		+	+	3

* Strept. faecalis var. zymogenes

Tabelle 8: Ergebnisse Kongopapageien

Vogel Nr.		56	57	58	59	60
Staph. epidermidis	5	+	+	+	+	+
Bac. licheniformis	2		+	+		
Bac. cereus	3	+	+			+
Bac. sp., nicht diff.	3		+			++
Lactobac. sp.	3	+	+			+
garm + St., nicht diff.	1		+			
Alcaligenes faecalis	3	+	+		+	
Alcalig. bronchisept. atyp.	1	+				
Acinetobacter anitratus	2		+		+	
Branhamella catarrhalis	1			+		
Pseudomonas sp.	1		+			
Aspergillus (fumigatus u. niger)	3	+	+		+	
Hefe sp.	2		+			+

Tabelle 9: Zusammenfassung der Ergebnisse

Anzahl Vogelspezies	20 Wellensittiche	13 Agapornis fischeri	20 Graupapagei	14 Kakadu	5 Kongopapagei	72 Psittaci- formes
Staph. epidermidis typ./atyp.	20/3	11/1	18/1	7/1	5/0	61/6
Staph. aureus typ./atyp.		1/5	3/2	0/1		4/8
Micrococcus roseus	2					2
Micr. luteus atyp./typ.			2/2	1/0		3/2
Micr. varians			1			1
Strept. sp. (faecalis u. avium)	4	1	4	1		10
Bac. licheniformis typ./atyp.	9/1		7/5	8/1	2/0	26/7
Bac. cereus typ./atyp.	0/1		4/1	3/0	3/0	10/2
Bac. coagulans			4	1		5
Bac. brevis	2			1		3
Bac. megaterium	1					1
Bac. macerans			1			1
Bac. sp., nicht diff.			2	3	3	8
Corynebact. hofmannii			1	1		2
Corynebact. ovis			1			1
Clost. sporogenes				2		2
Lactobac. sp.			16	1	3	20
gram + St., nicht diff.	1	2	7	7	1	18
Acinetobacter anitr. typ./atyp.	1/0	0/1	4/2	3/0	2/0	10/3
Alcaligenes faecalis			1	3	3	7
Alcaligenes bronchisept. atyp.					1	1
Erwinia herbicola typ./atyp.	2/1	1/0		2/0		5/1
Enterobacter cloacae			2	1		3
Enterobacter aerogenes			2	1		3
Klebsiella atlantae			2			2
Salm. typhimurium			1	1		2
asacch. Flavobact.			1	1		2
E. coli			1			1
Pseudomonas aeruginosa			1			1
Pseudomonas sp.					1	1
Haemophilus ducreyi				1		1
Branhamella catarrhalis					1	1
Mucor sp.	1	1	15	8		25
Aspergillus sp.	6	1	12	4	3	26
Penicillium verrucosum			2			2
Hefe sp.		3	12	4	2	21

Die 8 nicht bis zur Spezies differenzierten *Bacillus*-Arten sind zusammenfassend in Tabelle 10 dargestellt. Nach den bekannten Schemata konnten sie nicht eingeordnet werden. Sie wurden aus Graupapageien (2 mal), aus Kakadu und Kongopapagei (je 3 mal) isoliert. Auf Blutnährboden wuchsen sie unter aeroben Verhältnissen sehr gut und zeigten α - oder β -Hämolysen. Sie bildeten flache mittelgroße bis großflächige grau-grüne oder grau-weiße Kolonien, feuchtglänzend bis teilweise speckig mit glattem Rand oder kleine grau-grüne bis grüne Kolonien, feuchtglänzend, mit glattem Rand und in einem Fall trocken mit gezacktem Rand. Auf Natrium-Oxalat-Nährboden versporten sie, was ihre Zugehörigkeit zum Genus *Bacillus* bestätigte. Die Sporen waren oval, lagen innerhalb der Bakterienzelle zentral bis subterminal, wobei Formen leichter Auftreibung des Bakterienleibes oder ohne Auftreibung teilweise sogar bei ein und demselben Stammes anzutreffen waren.

Hinsichtlich ihres biochemischen Verhaltens zeigten sie untereinander große Ähnlichkeit. Sie bauten einheitlich Glucose aerob und anaerob und Mannit ab, zeigten Ureaseaktivität, waren im Citratverwertungstest positiv, reduzierten kein Nitrit und wuchsen alle in 7 % NaCl-Nährboden. Was Beweglichkeit, Arabinose- und Xyloseabbau und die Voges-Proskauer-Reaktion betraf, gab es sowohl positive wie auch negative Ergebnisse.

Diese nicht differenzierbaren *Bacillus*-Spezies ähneln noch am meisten *Bac. megaterium*, *Bac. cereus* oder *Bac. licheniformis*.

Tabelle 10: Nicht differenzierte Bacillaceen

Vogel Nr.	52	52	60	
Spezies	Graupapagei	Graupapagei	Kongopapagei	
Kultur- morphologie	flache, mittel- große Kol. glatter Rand feuchtglänzend	flache, große Kol. glatter Rand speckig	kleine Kol. durchsichtig glatter Rand feuchtglänzend	f g g e
Pigment	grau-grün	grün-grau	grau-grün	g
Hämolys	+	+	+	
Beweglichkeit	+	-	+	
Urease	-	-	-	
Glucose	+	+	+	
Glucose anaerob	+	+	+	
Mannit	+	+	+	
Arabinose	-	-	-	
Xylose	-	-	-	
Citrat	+	+	+	
NaCl 7 %	+	+	+	
VP	-	-	-	
Nitrit	-	-	-	
Spore Form	oval	oval	oval	o
Lage	subterminal und zentral	subterminal und zentral	subterminal und zentral	s
Bakterien- leib	mit und ohne Aufreibung	ohne Aufreibung	mit leichter Aufreibung und ohne Aufreibung	m A

60	57	68	72	72
Kongopapagei	Kongopapagei	Kakadu	Kakadu	Kakadu
flache, mittel- große Kol. latter Rand peckig	flache, kleine Kol. durchsichtig glatter Rand feuchtglänzend	flache, kleine Kol. glatter Rand feuchtglänzend	flache Kol. mittelgroß glatter Rand feuchtglänzend	kleine, trockene Kol. gezackter Rand
rau-weiß	grau-grün	grün	grau-grün	grün
+ (α)	(+)(β)	+ (β)	+ (β)	+ (α)
-	+	+	+	+
-	-	-	-	-
+	+	+	+	+
+	+	+	+	+
+	+	+	+	+
+	+	+	+	-
-	+	+	+	+
+	+	+	+	+
+	+	+	+	+
-	-	+	+	+
-	-	-	-	-
oval	oval	oval	oval	oval
subterminal	subterminal und zentral	zentral	zentral und subterminal	zentral und subterminal
mit und ohne Auftreibung	mit und ohne Auftreibung	mit und ohne Auftreibung	mit leichter Auftreibung und ohne Auftreibung	mit leichter Auftreibung

Bei den nicht differenzierten grampositiven Stäbchen handelte es sich um kleine bis mittelgroße, teilweise pleomorphe Keime (siehe Abb. 2, 4, 6, 8, 10) mit unterschiedlicher Koloniemorphologie (siehe Abb. 1, 3, 5, 7, 9), die auf Blutagar unter aeroben Verhältnissen gut wuchsen. Unter anaeroben Bedingungen war ihr Wachstum stark bis total gehemmt. Bei Zimmertemperatur konnten sie gut angezüchtet werden. Sie bildeten durchwegs Pigmente in den verschiedensten grau-weißen und gelben bis bräunlichen Schattierungen. Die Farben waren besonders bei Älteren und bei Zimmertemperatur bebrüteten Kulturen sehr ausgeprägt. Weder auf Blutplatten noch auf den vorne beschriebenen Natrium-Oxalat-Nährböden konnte bei Bebrütung bei 37 ° C und bei Anzüchtung bei Zimmertemperatur eine Versporung erreicht werden.

Die Isolate wurden an Hand ihrer Koloniemorphologie und ihres biochemischen Verhaltens in 3 Gruppen eingeteilt. Die Vertreter der Gruppen A und B (siehe Tab. 11 A und 11 B und Abb. 1 bis 6) waren jeweils sowohl in ihrem morphologischen Bild als auch bezüglich ihres biochemischen Verhaltens sehr ähnlich. Die Gruppe C (siehe Tab. 11 C und Abb. 7 - 10) stellt eine gemischte Gruppe dar, bestehend aus den restlichen Keimen.

Die Gruppe A setzt sich zusammen aus 6 Isolaten grampositiver Stäbchen (siehe Abb. 2), die ausnahmslos aus Kakadus isoliert wurden. Hinsichtlich der Koloniemorphologie (siehe Abb. 1) handelt es sich bei allen Isolaten um kleine, weiße Kolonien

mit glattem Rand, die nach Anzüchtung bei Zimmertemperatur einen leichten Gelbstich aufweisen. Ihr biochemisches Verhalten war bis auf wenige Punkte identisch (siehe Tab. 11 A). So waren alle 6 Spezies unbeweglich, im Cytochromoxydasetest negativ, zeigten Katalaseaktivität, bauten Glucose aerob ab, zeigten keine Ureaseaktivität, bauten weder Mannit noch Arabinose noch Xylose ab, waren im Voges-Proskauer-Test negativ und wuchsen alle in einem Nährmedium mit 7 % NaCl. Hinsichtlich des anaeroben Glucoseabbaus, der Citratverwertung und der Nitratreduktion gab es Unterschiede. (Citratverwertung nach Koser)

In der Gruppe 8 sind 4 Isolate grampositiver Stäbchen vertreten (siehe Abb. 4 und 6), die ohne Ausnahme aus Graupapageien isoliert wurden. Was die Koloniemorphologie betrifft, sind 3 Stämme identisch (siehe Abb. 3), der vierte Stamm weicht in seinem morphologischen Bild davon ab (siehe Abb. 5). Die 3 morphologisch identischen Stämme bilden grau-weiße kleine Kolonien mit glattem Rand. Bei Zimmertemperatur war ihr Wachstum gegenüber allen anderen nicht differenzierten grampositiven Stäbchen reduziert; die feinen Kolonien zeigten dann einen leichten Gelbstich. Der vierte Stamm bildete großflächige graue Kolonien mit gefranstem Rand. Nach Bebrütung bei Zimmertemperatur bildete sich weißes Pigment. Hinsichtlich des biochemischen Verhaltens (siehe Tab. 11 B) waren alle 4 Stämme mit Ausnahme einer Minuavariante (Citrat negativ) identisch: unbeweglich, im Cytochromoxydasetest negativ,

Katalase positiv, Glucoseabbau aerob und anaerob negativ, Mannit-, Arabinose- und Xyloseabbau negativ, Citratverwertung positiv, Acetoinnachweis im Voges-Proskauer-Test negativ, und alle wuchsen in einem Nährmedium mit 7 % NaCl.

Die Gruppe C (siehe Tab. 11 C) ist eine gemischte Gruppe mit 8 verschiedenen Keimen, die aus je einem Wellensittich, Kongopapagei und Kakadu sowie aus 2 Agapornis fischeri und 3 Graupapageien isoliert wurden. Sie stellten sich als grau-weiße, graue, weiß-gelbe oder gelb-grüne Kolonien dar, die nach längerer Bebrütung oder nach Anzüchtung bei Zimmertemperatur weiß, hellgelb, ockergelb oder zitronengelb wurden. Die Keime fermentierten einheitlich Glucose aerob und anaerob, nicht dagegen Arabinose; Cytochromoxydase- und Voges-Proskauer-Test negativ, und Katalaseaktivität war vorhanden. Bezüglich aller anderen Stoffwechselreaktionen traten Unterschiede auf (siehe Tabelle 11 C). Abb. 7 und 9 zeigen Koloniformen, Abb. 8 und 10 Gramfärbungen von Vertretern der Gruppe C. Der auf Abb. 7 und 8 dargestellte Keim wurde aus einem Graupapagei isoliert (Vogel Nr. 52), das Isolat von Abb. 9 und 10 stammt von einem Kongopapagei (Vogel Nr. 57). Das biochemische Verhalten dieser Keime ist der Tabelle 11 C unter der jeweiligen Vogel Nr. zu entnehmen.

Tabelle 11 A

Grampositive Stäbchen der Gruppe A,
aus Kakadus isoliert.

Vogel Nr.	62	63	68	69	70	71
Kultur- morphologie	Kleine Kolonie, glatter Rand					
Pigment	weiß, bei Zimmertemp. Gelbstich					
Cytochromoxydase	-	-	-	-	-	-
Katalase	+	+	+	+	+	+
Beweglichkeit	-	-	-	-	-	-
Glucose aerob	+	+	+	+	+	+
Glucose anaer.	-	+	+	+	+	+
Mannit	-	-	-	-	-	-
Arabinose	-	-	-	-	-	-
Xylose	-	-	-	-	-	-
Urease	-	-	-	-	-	-
Citrat	-	+	+	+	+	-
7 % NaCl	+	+	+	+	+	+
VP	-	-	-	-	-	-
Nitrat	-	-	-	+	-	+

Tabelle 11 B

Grampositive Stäbchen der Gruppe B,
aus Graupapageien isoliert.

Vogel Nr.	42	46	46	55
Kultur- morphologie	Kleine Kolonie, glat- ter Rand			großfl. Kol. Gefranster Rd.
Pigment	weiß-grau			grau
Pigment bei Zimmertemp.	weiß-gelb			weiß
Cytochromoxydase	-	-	-	-
Katalase	+	+	+	+
Bewegl.	-	-	-	-
Glucose aerob	-	-	-	-
Glucose anaerob	-	-	-	-
Mannit	-	-	-	-
Arabinose	-	-	-	-
Xylose	-	-	-	-
Urease	-	-	-	-
Citrat	+	+	-	+
7 % NaCl	+	+	+	+
VP	-	-	-	-
Nitrat	-	-	-	-

Tabelle 11 C: Grampositive Stäbchen der Gruppe C

Vogel Nr.	1	30	31	45	52	40	57	73
Vogelspezies	Wellen-sittich	Agapornis fischeri	Graupapagei			Kongo-papagei		
Kulturmorph.	kl. Kol. trocken gekerbter Rand	feine Kol.	kl. Kol.	kl. Kol. gefranster Rand	kl. Kol.	kl. Kol.	kl. Kol.	kl. Kol. speckig
Pigment	weiß-grau	weiß-grau	hell-grau	gelb-grau	weiß	gelb-weiß	gelb-grün	grau-weiß
Pigment Zi-temp.	hellgelb	weiß	zitron. gelb	weiß	ocker-gelb	gelb	gelb	grau
Cytochromoxydase	-	-	-	-	-	-	-	-
Katalase	+	+	+	+	+	+	+	+
Bewegl.	-	-	-	-	-	-	+	+
Gluc. aerob	+	+	+	+	(+)	+	+	+
Gluc. anaer.	+	+	+	+	(+)	(+)	(+)	+
Mannit	-	-	-	-	-	+	+	(+)
Arabinose	-	-	-	-	-	-	-	-
Xylose	+	-	-	-	-	-	-	-
Urease	-	+	+	-	-	-	-	-
Citrat	+	-	-	+	-	+	+	+
7 % NaCl	+	+	+	+	+	+	+	-
VP	-	-	-	-	-	-	-	-
Nitrat	+	+	-	+	+	(+)	-	-

4.0 DISKUSSION

Die Methodik der Probenentnahme von der Nasenschleimhaut durch die natürliche Nasenöffnung kann generell als brauchbar bezeichnet werden. Wie die Untersuchungsergebnisse zeigen, konnten manche Keimarten regelmäßig bei einer Vielzahl von Tieren isoliert werden. Das Auftreten, bzw. das Fehlen von bestimmten Keimarten bei einzelnen Vogelarten, ist deshalb sicherlich nicht durch technische Mängel bedingt.

Das gehäufte Vorkommen von Bacillaceen mit großflächigen, überwuchernden Kolonieformen schließt nicht aus, daß Einzelkeime unter diesen Kolonien nicht wahrnehmbar waren. Das gilt in besonderem Maße für Keime, die kleine Kolonien bilden, wie Streptokokken, *Hämophilus*, *Moraxellen* u. ä.. Falls Streptokokken in größeren Mengen vorhanden gewesen wären, hätte man sie sicher an den Randgebieten der Platten aufgefunden. Das Vorkommen von Streptokokken auf der Nasenschleimhaut spielt lt. Institutserfahrung bezüglich der Pathogenese von respiratorischen Erkrankungen wahrscheinlich keine Rolle, da diese Keimgruppe nur selten generalisiert nachzuweisen ist. *Moraxellen* sind nach WIESNER (1972) für Graupapageien und möglicherweise auch für eine Reihe anderer Papageien pathogen, so daß ihre Auffindung auf der Nasenschleimhaut immer eine potentielle Gefahr anzeigt. Ähnlich sind nach GREBE (1974) *Hämophilus*-Funde zu deuten. Die beiden letztgenannten Keimarten dürften jedoch nur ausnahmsweise auf von *Bacillus* überwucherten Platten erkannt werden, auch wenn sie in größeren Koloniezahlen auftreten. Durch die Doppelbeimpfung von Blut- und Endoplaten konnten jedoch einige Streptokokken, *Acinetobacter*, *Alcaligenes* etc. durch ihr gleichzeitiges Wachstum auf Endoplatte (teilweise gehemmt) erkannt, bzw. als solche differenziert werden.

Anaerobier, besonders Clostridien und Bacteroides, wurden generell nicht nachgewiesen. Lediglich Clostridium sporogenes konnte in 2 Fällen angezüchtet werden, so daß von der Technik her mit dem Nachweis von Clostridium-Sporen gerechnet werden muß. Eine Besiedlung mit vegetativen Formen von Clostridium war wegen des hohen Sauerstoffgehalts des Biotops Nase grundsätzlich nicht zu erwarten. Das gleiche gilt für Bacteroides. Da diese Keimgruppe von SPÄTER (1977) bei Psittaciformes auch in den Faeces nicht nachgewiesen werden konnte, so scheint es, daß gesunde Psittaciformeschleimhäute kein geeignetes Milieu für Bacteroides bieten.

Die für die Pilzisolate angewandte Technik beschränkte sich generell auf die Arten, die bei 37 ° C noch Wachstum zeigen und für die der Sabouraud-Agar ein geeignetes Medium darstellt. Die von SHARMA et al. (1971) bei Vögeln gefundenen Pilzarten konnten daher schon von der Methodik her nicht alle angezüchtet werden. Es ist deshalb durchaus möglich, daß bei Abänderung der Technik noch andere Pilzarten auf der Nasenschleimhaut der Psittaciformes isolierbar sind.

Bei Papageien werden als Erreger von Mykosen des Respirationstraktes häufig Aspergillus- und Hefe -Arten festgestellt. Über die Pathogenität von Mucor- und Penicillium-Arten gibt es für Psittaciformes keine gesicherten Literaturangaben. Die eigenen Befunde bestätigen zwar die recht häufige Besiedlung der Nasenschleimhaut mit Mucor-Arten, die entsprechende Rückisolierung aus den Atmungsorganen erkrankter bzw. gestorbener Tiere fehlt jedoch. Die eigenen Penicillium-Isolate dürften zufallsbedingte Einzelfunde darstellen. Die Literaturzusammenstellung von SHARMA et al. (1971) über die Pilzisolate aus Vögeln gibt keine Auskunft über deren Pathogenität für den Wirt.

Bei der Auswertung der Ergebnisse wurden Keime als atypisch bezeichnet, wenn sie in einem oder höchstens zwei Punkten von den, für diese Keimspezies in COWAN & STEEL (1974) oder BERGEY (1974) als typisch

angegebenen Eigenschaften, Abweichungen zeigten.

Die Keimflora der Nasenschleimhaut bei den Psittaciformes setzt sich überwiegend aus grampositiven Keimen zusammen, wie dies auch ähnliche Untersuchungen bei Galliformes zeigten (HEELSBERGEN 1929, MEHLS 1939, GIBBS 1931, PRICE et al. 1957, SMIBERT et al. 1958). Die ubiquitär vorkommenden Staphylokokken- und Mikrokokken-Arten waren einheitlich bei allen 6 untersuchten Vogelarten die häufigsten Besiedler. Das Auftreten von *Staph. aureus* (nach der Definition von COWAN & STEEL, 1974) als pathogener Keim war jedoch relativ gering. Streptokokken wurden nur im Einzelfall isoliert. Eine Erklärung dafür, warum dieses ubiquitäre Bakteriengenus, das vor allem als Staubkeim gilt, nicht regelmäßig vorkommt, steht aus, zumal es die Darm Schleimhaut der Psittaciformes regelmäßig besiedelt (Ergebnisse von Routineuntersuchungen am Institut für Hausgeflügel, Zier- und Zoovögel, Oberschleißheim).

Die Bacillaceen waren die zweit häufigste isolierte Keimgruppe, wobei bei allen untersuchten Vogelarten *Bac. licheniformis* zahlenmäßig am stärksten vertreten war. Nach der in Bergey's Manual of Determinative Bacteriology (1974) aufgeführten Gruppeneinteilung der Bacillaceen, sind alle identifizierten *Bacillus*-Spezies in dieselbe Gruppe einzureihen, was für eine gewisse Zusammengehörigkeit spricht. Auffallend war, daß bei den untersuchten Agaporniden überhaupt keine Bacillaceen isoliert werden konnten.

Lactobazillen scheinen nur bei Graupapagei und Kongopapagei regelmäßig vorzukommen, nicht jedoch bei Wellensittich, Agapornis fischeri und Kakadu. Clostridien gehören sicher nicht zur Nasenflora der Psittaciformes. Der Nachweis von 2 Stämmen von *Clost. sporogenes* dürfte als zufallsbedingt zu beurteilen sein.

Corynebakterien scheinen bei den Psittaciformes im Vergleich zu den

Galliformes (DANNENBERG 1924, PRICE et al. 1957, SMIBERT et al. 1958) nicht regelmäßig vorzukommen. Die 3 Isolate können ebenfalls als zufallsbedingt angesehen werden.

Bei Graupapagei und Kakadu, in Einzelfällen auch bei den 4 anderen untersuchten Vogelarten, kamen jedoch grampositive Stäbchen vor, deren Differenzierung nicht gelungen ist. Die Keime unterscheiden sich von den typischen Bacillaceen durch kleinere Einzelorganismen, Auftreten von Pleomorphie und Fehlen einer Sporenbildung auf Blut- oder Natrium-Oxalat-Nährböden. Da die Gruppe der Bacillaceen sehr variabel ist und auch asporogene Bazillen beschrieben werden, schließen die auf den Tabellen 11 A, 11 B und 11 C aufgeführten Eigenschaften die Zugehörigkeit zu den Bacillaceen nicht aus. Die Stämme der Gruppe B fermentieren keine Glucose, die der Gruppen A und C bauen Glucose fermentativ ab. Da sie im Cytochromoxydase-test negativ sind, aber eine Katalase besitzen, könnten sie auch den Corynebacteriaceen zuzurechnen sein. Eine endgültige Einordnung in eine der beiden Bakterien-Familien ist erst durch serologische Untersuchung oder die Analyse der Wandkomponenten möglich. Auch eine Analyse zur Feststellung des Chargaff-Quotienten könnte eine Entscheidung über die Familienzugehörigkeit dieser Keime bringen. Über die Bedeutung der beschriebenen grampositiven Stäbchen kann derzeit noch keine Aussage gemacht werden. Auffallend ist, daß sie aus Leber und manchmal aus dem Herz gestorbener Papageien isoliert werden können (Ergebnisse von Routineuntersuchungen am Institut für Hausgeflügel, Zier- und Zoovögel, Oberschleißheim). Es könnte sein, daß diese Keime auch in der noch nicht systematisch untersuchten Darmflora der Psittaciformes vorkommen. Generell kann eine Bakteriämie bei Durchlässigkeit der Schleimhautschanke entstehen, und von da aus ist die Absiedlung in verschiedene Organe möglich, gleichgültig, ob die respiratorische oder die intestinale Schleimhaut als Ausgangspunkt dient.

Auf Grund der Untersuchungen der Nasenschleimhaut von 72 Psittaciformes kann mit Sicherheit festgestellt werden, daß Enterobacteriaceen nicht zur normalen Flora gehören. Die Isolate von *Enterobacter cloacae*, *Enterobacter aerogenes*, *Klebsiella atlantae*, *E. coli* und *Salmonella typhimurium* sind als Zufallsbefunde zu werten, wobei der Luftkeimgehalt an diesen ubiquitär vorkommenden Keimen die Hauptrolle spielen dürfte. Etwas anders sind die Isolate von *Erwinia herbicola* zu beurteilen. Diese Keime, die auch als Getreidegelbkeime bezeichnet werden, kommen in hohen Zahlen im Körnerfutter vor (SCHMIDT, 1965). Sie können deshalb mit dem Staub bei der Futteraufnahme auf die Nasenschleimhaut gelangen und dort als passagere Keime wegen der Häufigkeit ihres Vorkommens im Körnerfutter auch gehäuft angetroffen werden.

Die Besiedlung der Nasenschleimhaut von Probanden mit *Acinetobacter anitratus* ist zwar bei den untersuchten Spezies sehr unregelmäßig, fehlt aber bei keiner Art vollständig. Inwieweit es sich hier um zufallsbedingte Befunde handelt, kann vor allem bei Graupapagei und Kongopapagei nicht ohne weiteres beurteilt werden. Dieser Keim wird bei Papageien relativ häufig aus Leber und Herz isoliert, (ROLF, 1977), wo er auch in Reinkultur in großen Mengen gefunden werden kann. Er wird von der Klinik für Hausgeflügel, Zier- und Zoovögel, Ober-schleißheim, auf Grund der bisherigen Erfahrungen für Papageien als fakultativ pathogen beurteilt. Das Vorkommen auf der Nasenschleimhaut könnte zumindest bei Graupapagei und Kongopapagei zur Eintrittspforte bei geschwächten Tieren werden.

Alcaligenes faecalis wurde bei Graupapagei, Kongopapagei und Kakadu auf der Nasenschleimhaut festgestellt. Dieser Keim gilt als Wasserkeim (BERGEY, 1974) und kommt im Trinkwasser regelmäßig vor (HEUSCHMANN-BRUNNER, 1970). Seine passagere Anwesenheit auf der Nasenschleimhaut könnte somit erklärt werden. Nach den Befunden dieser Untersuchung ist es fraglich, ob er sich permanent ansiedeln kann. Da der

Keim mit dem Trinkwasser auch in den Verdauungstrakt gelangt, ist die Nasenschleimhaut sicher nicht allein Ausgangspunkt für Septikämien, die durch *Alcaligenes faecalis* verursacht werden. Der Keim muß auf Grund der Sektionsergebnisse als sekundär pathogen beurteilt werden.

Die übrigen Isolate gramnegativer Stäbchen sind alle Einzelfälle und werden daher als Zufallsbefunde gewertet.

Die Pilzflora der Nasenschleimhaut verhält sich bei den untersuchten Psittaciformesarten unterschiedlich. Das ubiquitäre Vorkommen von Pilzsporen, vor allem von *Mucor* und *Aspergillus*, ließ erwarten, daß von der Nasenschleimhaut regelmäßig Isolate möglich sind. Die Untersuchungsergebnisse haben diese Erwartungen in vollem Umfang bestätigt. Bei allen untersuchten Gruppen wurden *Aspergillus*- und *Mucor*-Spezies isoliert. Auffällig war, daß auch Hefen, mit Ausnahme der Wellensittiche, bei allen untersuchten Arten gefunden wurde. Es war bemerkenswert, daß bei Graupapagei und Kakadu häufig neben der *Mucor*-Spezies auch *Aspergillus* gleichzeitig bei demselben Tier isoliert werden konnte. Es handelte sich hier nicht um Einzelfunde, sondern aus der Mehrzahl der Nasentupferabstriche konnte eine Vielzahl von Pilzkolonien angezüchtet werden. Betrachtet man die Häufigkeit von Lungen- und Lufttaschenaspergillosen bei Graupapagei und Kakadu (Ergebnisse von Routineuntersuchungen am Institut für Hausgeflügel, Zier- und Zoovögel, Oberschleißheim), so erscheint das häufige Vorkommen auf der Nasenschleimhaut der genannten Pilzarten nicht ohne Bedeutung zu sein. Wenn auch die Lungen- und Lufttaschenaspergillose generell als sekundär gewertet wird, so dürfte durch die Besiedlung der Nasenschleimhaut eine besondere Prädispositionsstelle für Pilzinfektionen bei diesen Vogelarten gegeben sein. Bei Wellensittichen und Agaporniden sind Systemmykosen selten, während bei Graupapagei und Kakadu eine Häufung vor allen Dingen nach Salmonellose, Newcastle-Disease und Psittakose auffällt (Sektions- und Untersuchungsergeb-

nisse am Institut für Hausgeflügel, Zier- und Zoovögel, Oberschleißheim).

Obwohl die untersuchten 6 Vogelarten eine Überwiegend grampositive Nasenschleimhautflora aufwiesen, bestehen teilweise deutliche Unterschiede zwischen den einzelnen Arten, die unterschiedlichen Familien (Psittacidae, Cacatuidae) und Genera angehören (FORSHAW, 1973).

Die geringste Zahl von Keimarten wurde bei *Agapornis fischeri* gefunden, wo regelmäßig nur Staphylokokken nachweisbar waren. Beim Wellensittich traten neben Staphylokokken und Mikrokokken permanent nur verschiedene Bazillen-Arten auf. Bei den Graupapageien wurden dagegen zusätzlich regelmäßig Lactobazillen und die nicht differenzierbaren grampositiven Stäbchen gefunden, sowie Mucor-, Aspergillus- und Hefe -Arten. Die Kongopapageien, die ein ähnliches Verbreitungsgebiet wie die Graupapageien haben, wiesen eine vergleichbare Nasenschleimhautbesiedlung auf. Bei den Kakadus zeigte sich, daß nur bei einem Teil der Tiere Staphylokokken und Mikrokokken nachgewiesen werden konnten. Im Gegensatz zu den Graupapageien und Kongopapageien traten bei den Kakadus Lactobazillenarten nicht konstant auf. Die Pilzflora entsprach in etwas geringerem Ausmaße der von Graupapagei und Kongopapagei.

5.0 ZUSAMMENFASSUNG

Es wurde die Zusammensetzung der Nasenschleimhautflora bei klinisch gesunden Wellensittichen (*Melopsittacus undulatus*), Fischer's Unzertrennlichen (*Agapornis fischeri*), Graupapageien (*Psittacus erithacus*), Gelbwangenkakadus (*Cacatua sulphurea*), Weißhaubenkakadus (*Cacatua alba*) und Kongopapageien (*Poicephalus gullelmi gullelmi*) untersucht.

Die Ergebnisse zeigen, daß bei den untersuchten Vogelarten die grampositiven Florakomponenten dominieren (Staphylokokken, *Bacillus* spp., Lactobazillen, nicht diff. grampositive Stäbchen), daß aber bei den einzelnen Arten deutliche Unterschiede nachweisbar sind. So sind bei *Agapornis fischeri* keine *Bacillus* sp., bei Wellensittich und *Agapornis* keine Lactobazillen nachweisbar. Die nicht identifizierten grampositiven Stäbchen kommen Überwiegend bei Graupapageien und Kakadus vor. Ihre Eigenschaften werden eingehend beschrieben. Die gramnegativen Florakomponenten lassen sich bei allen Spezies unregelmäßig in Form von *Acinetobacter anitratus* und des Wasserkeims *Alcaligenes faecalis* nachweisen. Die Enterobacteriaceen kommen nur zufällig vor, mit der möglichen Ausnahme des Getreidekeimes *Erwinia herbicola*. Alle anderen gramnegativen Isolate werden als Zufallsbefunde gewertet.

Die Pilzflora der Nasenschleimhaut enthielt Hefe spp., *Aspergillus* spp., *Mucor* spp. sowie ganz vereinzelt *Penicillium* spp.. Während bei Wellensittich und *Agapornis* nur wenige dieser Fungi nachweisbar sind, stellen sie bei Graupapagei, Kongopapagei und den beiden Kakaduarten ca. 1/3 der Gesamtflora.

Die mögliche Bedeutung der Befunde wird diskutiert.

5.0 SUMMARY

The microbial composition of the nasal mucosa from clinically healthy Budgerigars (*Melopsittacus undulatus*), Love Birds (*Agapornis fischeri*), African Grey Parrots (*Psittacus erithacus*), Sulphur Crested Cockatoos (*Cacatua sulphurea*), White Crested Cockatoos (*Cacatua alba*), and Jardine's Parrots (*Poicephalus gulielmi gulielmi*) was examined.

It has been shown that in the psittaciforme birds examined the grampositive flora components are dominating (staphylococci, bacillus spp., lactobacilli, not yet differentiated grampositive rods), but that there are distinct differences between the various species. In Love Birds there were no bacillus spp. and in Budgerigars and Love Birds no lactobacilli. The not identified grampositive rods were seen mainly in African Grey Parrots and Cockatoos. A detailed description of their biological properties is given. Gramnegative flora components, such as *Acinetobacter anitratus* and *Alcaligenes faecalis*, have been isolated from all bird-species although infrequently. Enterobacteriaceae have been cultivated only accidentally with the possible exception of *Erwinia herbicola*. All the other gramnegative isolates are evaluated as casual. The fungal flora of the nasal mucosa yielded yeasts, *Aspergillus* spp., *Mucor* spp., and sporadically also *Penicillium* spp.. Whereas in Budgerigars and Love Birds there were only few of these fungi spp. isolated from the mucosa, these fungi represent about 1/3 of the total microbial flora in African Grey Parrots, Jardine's Parrots and the two Cockatoo-species. The possible importance of these results is discussed.

6.0 LITERATURVERZEICHNIS

ANGELIS, DE D. (1907)

Etude de la flore microbienne des cavités nasales du cheval.

Z.f.Infektionskr. 2, 245

ASNANI, P.J. and P.N. PATHAK (1975)

Bacteriological status of the respiratory tract of normal fowl.

Veterinary Bulletin 45, abstract 6772, 892

BERNHARDT, H. und W. SCHWARTZ (1968/69)

Mikrobiologische Untersuchungen über das Biotop Mundhöhle.

Zbl.Bakt. I Orig. 209, 73 - 81

BESSER, VON L. (1889)

Über die Bakterien der normalen Luftwege.

Zbl.Bakt. 7, 151 - 152

BIDDLE, E.S. and M.S. COVER (1957)

The bacterial flora of the respiratory tract of chickens affected with chronic respiratory disease.

Am.J.vet. Res. 18, 405 - 408

BISGAARD, L. (1977)

Incidence of *Pasteurella haemolytica* in the respiratory tract of apparently healthy chickens and chickens with infectious bronchitis. Characterisations of 213 strains.

Avian Pathology 6, 285 - 292

BUCHANAN, R.E. and N.E. GIBBONS (1974)

in Bergey's Manual of Determinative Bacteriology.

Eighth edition,

the Williams and Wilkins Company, Baltimore

CALDERA, C. (1919)

Rarissimo caso di corpo estraneo nel naso.

Arch.ital.di Otologia, Rinologia e Laringologia 30, 1 - 3

CHRISTENSEN, W.B. (1949)

Hydrogen sulfide production and citrate utilisation in the differentiation of the enteric pathogens and the coliform bacteria.

Res.Bull., Weld County Hlth Dept. 1, 3

GOWAN, S.T. and K.J. STEEL (1974)

Manual for the Identification of Medical Bacteria.
Second edition, Cambridge University Press.

DAHME, VAN L.R. and L.A. DEVRIESE (1976)

The presence of *Erysipelothrix rhusiopathiae* in the
tonsils of swine and in the larynx of chicken.

Zbl. Vet. Med. 8, 23, 74 - 78

DANNENBERG, L. (1924)

Zur Kenntnis der Schleimhautbakterien und Ocellarien
des Geflügels.

Diss.med.vet.

Ref. Arch.wiss.prakt. Tierhk. Berlin 51, Heft 3, 358 - 364

DELETTI, A. (1892)

Die Bakterien der Nasenhöhle in ihrem physiologischen
Zustande.

Zbl.f.Laryng. 8, 511

EMMEL, M.W. (1930)

Bacterial flora in faeces of normal fowl.

J.Infect.Dis. 46, 293 - 297

FELIX, E. (1903)

Die Mikroorganismen der normalen Nase.

Wiener med. Wochenschr. (1903) 646 - 650

FEY, H. (1977)

Kompendium der allgemeinen medizinischen Bakteriologie.
Erste Aufl., Verlag Paul Parey, Berlin und Hamburg

FICKER, M. (1896)

Zur Methode der bakteriologischen Luftuntersuchung.

Z.f.Hyg. 12,

zit. nach FELIX, E. (1903)

FORSHAW, J.M. (1973)

Parrots of the world.

Doubleday & Company, Inc., Garden City, New York

GAGE, G.E. (1911)

A study showing bacteria and animal organisms determi-
nated in the faeces and intestinal mucosa of healthy
chickens.

Maryland Agr.Expt.Sta.Bull. 153, 201 - 226

GERLACH, H. (1970)

Das Verhalten der Darmflora bei Mastkücken nach nutritiver Dosierung von Nitrovin.

Dtsch. med. Wschr. 77, 562 - 565

GIBBS, C.S. (1931)

Saprophytic and secondary microorganisms occurring in the respiratory tracts of domestic fowls and chickens in health and disease.

J.Bact. 21, 97 - 107

GREBE, H. (1974)

Funde, kulturelle und biochemische Untersuchungen von Haemophilusstämmen aus Tauben, Puten, Wild- und Ziervögeln.

Diss. med. vet., Hannover

GYLSTORFF, I. (1970)

Änderung der Keimbesiedlung in Massentierbeständen.

Zbl. Veterinärmed. B 17, 125 - 128

HAENEL, H., E. GERRIETS, W. MÜLLER-BENTHOW and

B. GASSMANN (1960)

Fütterungsversuche mit Hohen Dosen von Tetracyclin (Achromycin) an Hühnerkücken.

Arch. Gefl. 24, 217 - 237

HAJEK, V. and E. MARSALEK (1969/70)

A study of staphylococci isolated from the upper respiratory tract of different animal species.

I. Biological properties of staphylococcus aureus strains of canine origin.

II. Biochemical properties of staphylococcus aureus strains of pigeon origin.

Zbl.Bakt. I Orig. 212, 60 - 73

HAJEK, V. and E. MARSALEK (1970)

A study of staphylococci isolated from the upper respiratory tract of different animal species.

III. Physiological properties of staphylococcus aureus strains of porcine origin.

Zbl.Bakt. I Orig. 214, 68 - 74

HAJEK, V. and E. MARSALEK (1971)

A study of staphylococci isolated from the upper respiratory tract of different animal species.

IV. Physiological properties of staphylococcus aureus strains of hare origin.

Zbl.Bakt. I Orig. 216, 168 - 174

HAJEK, V., E. MARSALEK and V. HARNA (1974)

A study of staphylococci isolated from the upper respiratory tract of different animal species.

VI. Physiological properties of staphylococcus aureus strains from horses.

Zbl.Bakt.Hyg. I Orig. 229, 429 - 435

HAJEK, V., E. MARSALEK and J. HUBACEK (1972)

A study of staphylococci isolated from the upper respiratory tract of different animal species.

V. Communication: Physiological properties of staphylococcus aureus strains from mink.

Zbl.Bakt.Hyg. I Orig. 222, 194 - 199

HASSLAUER, W. (1903)

Bakterienflora der gesunden und kranken Nasenschleimhaut.

Zbl.Bakt. I Orig. 33, 47 - 51

HEELSBERGEN, T. (1929)

Handbuch der Geflügelkrankheiten.

Utrecht, 1929

HESSE, W. (1884)

Über quantitative Bestimmung der in der Luft enthaltenen Mikroorganismen.

Mitteilungen aus d. Kaiserl. Gesundheitsamt 2, 182 - 207

HEUSCHMANN-BRUNNER, (1970)

Die Aeromonaden,

in Hydrobiologie, Wasser- und Abwasserforschung, Nr. 3,2, 40 - 41

HUGH, R. and E. LEIFSON (1953)

The taxonomic significance of fermentative versus oxidative metabolism of carbohydrates by various Gram negative bacteria.

J.Bact. 66, 24 - 26

JAWETZ, E., J. L. MELNICK und E. A. ADELBURG (1962)

Medizinisch Mikrobiologie.

Übersetzung der 5. Auflage

Springer Verlag, Berlin, Göttingen, Heidelberg

JELJASZEWICS, J. (1978)

Proc. 12. Int. Congress Microbiol. München

JONES, N. W. (1902)

Das Vorkommen virulenter Tuberkelbacillen in der gesunden Nasenhöhle bei gesunden Personen.

Zbl.f.Laryng. 18, 196

KERN, H. (1897)

Beitrag zur Kenntnis der in Darm und Magen der Vögel vorkommenden Bacteria.

Zit. nach SHAPIRO, S. K. and W. B. SARLES (1949)

KING, W. E. (1905)

The bacterial flora of the intestinal mucosa and conjunctiva of the normal chicken.

Amer. med. J. 10, 400 - 404

KLEIN, E. (1906)

Über das Vorkommen von Schweineseuchbakterien und diesen ähnlichen Bakterien in der Nasenhöhle des Schweines.

Z.f. Infektionskr. 1, 494

KLEIST, G. (1954)

Untersuchungen über die häufigsten aeroben Keime der Mundhöhlenflora bei gesunden und kranken Hühnern.

Diss. med. vet., München 1954

KLEMPERER, (1896)

Zur Bakteriologie der Nase.

Münch. med. Wochenschr. 730

KOSER, S. A. (1923)

Utilization of the salts of organic acids by the colon-aerogenes group.

J.Bact. 8, 493 - 520

KÜSTER, E. (1929)

Normale Bakterienflora in Mund- und Nasenhöhle und Vagina bei Mensch und Tier.

Handb. path. Mikroorg. 6, 355 - 390

KYLE, D. B. (1899)

Nasal bacteria. The relation they bear to disease.

J. of the Amer. Med. Ass. 32, 1298 - 1299

LIEBERKNECHT, A. (1909)

Pseudomeningokokken aus dem Rachen gesunder Schulkinder.

Arch. f. Hyg. 68, 143 - 188

LOVELL, R. (1923)

Studies on *Corynebacterium renale*.

I. A systematic study of a number of strains.

J. comp. Path. 56, 196 - 204

MANN, P. H. (1959)

Antibiotic sensitivity testing and bacteriophage typing of staphylococci found in the nostrils of dogs and cats.

J. Am. Vet. Med. Ass. 134, 469 - 470

MACFAYDEN, A. and R. T. HEWLETT (1899)

A diphtheria-like organism found in pigeons.

Baumgartens Jahrb. 15, 271

MEHLS, H. J. (1939)

Untersuchungen über die Bakterienflora im Verdauungs- und Geschlechtsstraktus des Huhnes.

Diss. med. vet., Berlin

MENES, E. and E. ROCHLIN (1929)

Darmmikroflora des Hausgeflügels.

Zbl. Bakt. I. Orig. 113, 321 - 324

MESTER, A. (1921)

Über das Vorkommen von bipolaren Bakterien in der Mundhöhle und den oberen Luftwegen des Schafes.

Diss. med. vet., Hannover

MÖSE, J. R. und W. MESSERKLINGER (1954)

Versuche über die bakterienhemmende Wirkung des Nasensekretes.

Arch. Hyg. 138, 63 - 71

MÜLLER, R. (1906)

Zur Ätiologie der Geflügeldiphtherie.

Zbl. Bakt. I Orig. 41, 423 - 426, 515 - 523

NAQI, S. A., D. H. LEWIS and C. F. HALL (1970)

The intestinal microflora of turkeys

Avian Dis. 14, 620 - 625

NEUMANN, R. O. (1902)

Bakteriologische Untersuchungen gesunder und kranker Nasen, mit besonderer Berücksichtigung des Pseudo-diphtheriebacillus.

Z. f. Hyg. 40, 33 - 53

O'MEARA, R. A. Q. (1931)

A simple delicate and rapid method of detecting the formation of acetylmethylcarbinol by bacteria fermenting carbohydrate.

J. Path. Bact. 34, 401 - 406

PAULSEN, (1890)

Mikroorganismen in der gesunden Nasenhöhle und beim akuten Schupfen.

Zbl. Bakt. I Ref. 8, 344 - 348

PAWLOWSKI, A. D. (1910)

Über den Pseudodiphtheriebazillus bei Eiterungen des Menschen.

Zbl. Bakt. I Ref. 46, 614 - 615

PETRAK, M. (1969)

Diseases of cage and aviary birds.

Lea & Febiger, Philadelphia

PETRI, R. J. (1888)

Eine neue Methode, Bakterien und Pilzsporen in der Luft nachzuweisen und zu zählen.

Z. f. Hyg. 3, 1 - 145

PRICE, K. E., Z. ZOLLI, jr., W. B. HARDIE and J. GALLIAN (1957)

Respiratory tract flora in CRD and effect of antibiotics in the freed.

Poultry Sci. 36, 219 - 225

PUKAS, F., L. MODIS, I. JAKABFI and K. CSALA (1970)

Morphologische, funktionelle und bakteriologische Untersuchungen der Nasenschleimhaut nach Laryngektomie.

Z. f. Laryng. 49, 176

PULVERER, G. und H. J. ENTEL (1967)

Physiologisches Vorkommen koagulosepositiver Staphylokokken im Tierreich.

Zbl. Bakt. I Orig. 202, 344 - 363

RAHNER, R. (1901)

Bakteriologische Mitteilungen über die Darmbakterien der Hühner.

Zbl. Bakt. Parasitkd. I. Orig. 30, 293 - 244

REIMANN, W. (1887)

Über Mikroorganismen im Nasensekret bei Ozeana.

Baumgartens Jahresb. 3, 417

RILEY, M. G., L. G. MOREHOUSE and L. D. OLSON (1973)

Detection of tonsillar and nasal colonization of group E Streptococcus in Swine.

Am. J. Vet. Res. 34, 1167 - 1169

ROLF, J. (1977)

Statistische Auswertung der Autopsien bei Zier-,
Zoo- und Wildvögeln.

Berl. Münch. Tierärztl. Wochr. 90, 117 - 119

ROUNTREE, M. P., K. G. JOHNSTON and B. M. FREEMAN (1956)

Nasal carriage of staphylococcus aureus by various
domestic and laboratory animals.

J. Path. Bact. 72, 319 - 321

SATO, S., I. NONOMURO and K. MATSUI (1972)

Bacterial flora of the respiratory tract of chickens
affected with respiratory mycoplasmosis.

Nat. Inst. of Animal Health Quarterly, 12, 145 - 150

SCHMIDT, H. L. (1965)

Über Keimbesatz und Keimverunreinigungen von
Handelsfuttermitteln.

Getreide und Mehl 15, Heft 3, 28 - 34

SCOTT, W. M. (1916)

A study of Meningococci occurring in the spinal fluid
and of similar organisms in the naso-pharynx.

J. Hyg. 15, 464 - 484

SHAPIRO, S. K. and W. B. SARLES (1949)

Microorganisms in the intestinal tract of normal
chickens.

J. Bact. 58, 531 - 544

SHARMA, V. D., M. S. SETHI and S. K. NEGI (1971)

Fungal flora of the respiratory tract of fowls.

Poultry Sci. 50, 1041 - 1044

SIMONI, DE A. (1899)

Über das häufige Vorkommen von Pseudodiphtheriebacillen
auf der Nasenschleimhaut.

Zbl. Bakt. I Orig. 26, 458 - 459

SIMONS, H. (1922)

Saprophytische Oscillarien des Menschen und der Tiere.

Zbl. Bakt. I Orig. 88, 501

SMIBERT, R. M., J. E. FABER and H. M. VOLT DE (1960)

Studies on air sac infection in poultry.

II. Bacterial flora of the respiratory system of poultry
associated with avian PPLO in natural case of aerosacitis.

Poultry Sci. 39, 417 - 426

SMIBERT, R. M., H. M. VOLT DE and J. E. FABER, jr. (1958)
A study of the bacterial flora of the respiratory system
of normal chickens.
Poultry Sci. 37, 159 - 166

SMITH, J. E. (1961)
The aerobic bacteria of the nose and tonsils of
healthy dogs.
J. comp. Path. 71, 428 - 433

SMITH, J. E. (1962)
Characteristics of staphylococci of the nose of
healthy dogs.
J. comp. Path. 72, 131 - 141

SPÄTER, C. (1977)
Ein Beitrag zur Differenzierung gramnegativer anaerober,
sporenloser Stäbchen aus dem Darm verschiedener Vogel-
arten.
Diss. med. vet., München

STUTE, D. (1909)
Beiträge zur Kenntnis der ovoiden Sputumbakterien
des Schweines.
Arch. f. wiss. u. prakt. Tierheilk. 35, 338 - 362

SUWATANA VIROJ, V. (1973)
Die Erstbesiedlung des Putendarms mit Bakterien unter
besonderer Berücksichtigung gramnegativer Anaerobier.
Diss. med. vet., München

THOMSON, ST. C. (1936)
The defences of the air passages.
J. Laryng. 51, 1 - 29

THOMSON, ST. C. and R. T. HEWLETT (1896)
The fate of micro-organisms in inspired air.
Baumgartens Jahreshb. 12, 767

WEIBEL, E. (1887)
Untersuchungen über Vibrionen.
Zbl. Bakt. 2, 465 - 472

WIESNER, H. (1972)
Glossitis und Pharyngitis ulcerativa bei einem
jungen Graupapagei.
Dtsch. tierärztl. Wschr. 79, 183 - 184

WILLIAMS, NEVIN, GUSLEY (1921)
Studies on acute respiratory infections.
J. of Immunolog. 6, 1
zit. nach KÜSTER, E. (1929)

WINKLE, ST. (1955)
Mikrobiologische und serologische Diagnostik.
Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.

WÜSSNER, P. (1913)
Untersuchungen über die Bakterienflora der Nase,
mit besonderer Berücksichtigung des Vorkommens von
Diphtheriebacillen.
Diss., Freiburg i. Br.

7.0 ABBILDUNGEN



Abb. 1: Kolonien nicht diff. grampos. Stäbchen, Vertreter der Gruppe A, siehe Tab. 11 A, isoliert aus Kakadu, Vogel Nr. 71



Abb. 2: Gramfärbung zu Abb. 1, nicht diff. grampos. Stäbchen, Objektiv 100 : 1,32, Okular 10 x



Abb. 3 Kolonien nicht diff. grampos. Stäbchen,
Vertreter der Gruppe 8, siehe Tab. 11 8,
isoliert aus Graupapagei, Vogel Nr. 46



Abb. 4 Gramfärbung zu Abb. 3, nicht diff. grampos.
Stäbchen, Objektiv 100 : 1,32, Okular 10 x

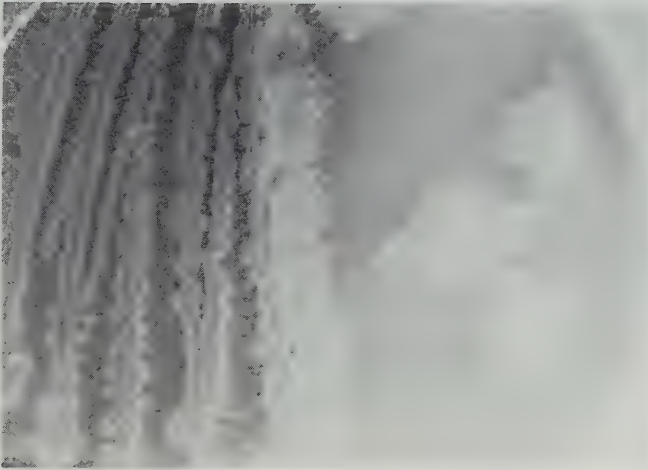


Abb. 5: Kolonien nicht diff. grampos. Stäbchen, Vertreter der Gruppe 8, siehe Tab. 11 8, isoliert aus Graupapagei, Vogel Nr. 55

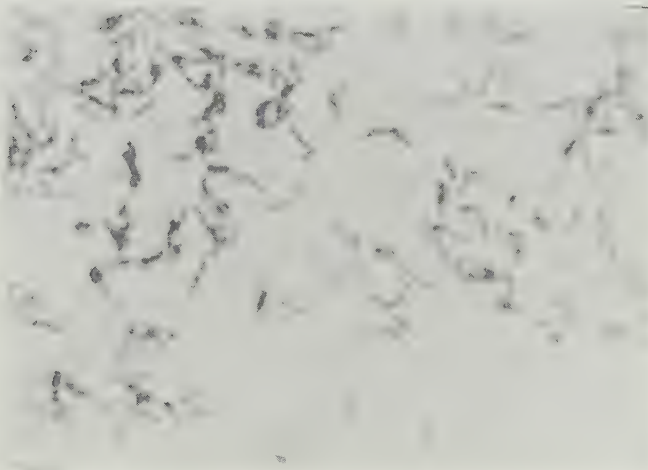


Abb. 6: Gramfärbung zu Abb. 5, nicht diff. grampos. Stäbchen, Objektiv 100 : 1,32, Okular 10 x



Abb. 7: Kolonien nicht diff. grampos. Stäbchen, Vertreter der Gruppe C, siehe Tab. 11 C, isoliert aus Graupapagei, Vogel Nr. 52



Abb. 8: Gramfärbung zu Abb. 7, nicht diff. grampos. Stäbchen, Objektiv 100 : 1,32, Okular 10 x



Abb. 9: Kolonien nicht diff. grampos. Stäbchen, Vertreter der Gruppe C, siehe Tabelle 11 C, isoliert aus Kongopapagei, Vogel Nr. 57

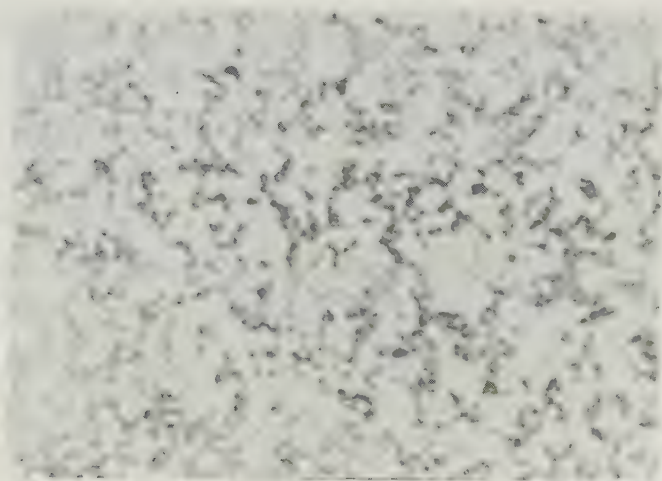


Abb. 10: Gramfärbung zu Abb. 9, nicht diff. grampos. Stäbchen, Objektiv 100 : 1,32, Okular 10 x

Frau Prof. Dr. I. Gylatorff danke ich sehr herzlich für die Überlassung des Themas, die ausgezeichneten Arbeitsbedingungen am Institut und die immerwährende Förderung bei der Durchführung und Auswertung der Versuche.

Mein besonderer Dank gilt Frau Dr. H. Gerlach für die jederzeit gern gewährte Anleitung und Unterstützung bei der Anfertigung meiner Arbeit.

Frau Prof. Dr. B. Gedek vom Institut für Mikrobiologie des Fachbereichs Tiermedizin der Ludwig-Maximilians-Universität München möchte ich recht herzlich für die Differenzierung einiger Pilzisolat danken.

Desgleichen gilt mein Dank Herrn Dr. U. Kusch von der Bundesforschungsanstalt für Milchwirtschaft in Kiel für die Weiterdifferenzierung einiger Streptokokken-Stämme.

Nicht zuletzt möchte ich Fräulein B. Wokral für die bereitwillige Hilfe in technischen Fragen und allen Institutsangehörigen für ihre freundliche Hilfsbereitschaft meinen Dank aussprechen.

LEBENS LAUF

Am 18. Mai 1952 wurde ich als zweites Kind des Landwirts Michael Engl und seiner Ehefrau Theresia, geborene Lanzinger, in Zweifurth geboren.

Vom September 1958 bis Juli 1962 besuchte ich die Volksschule in Buchbach (Obb.), von 1962 bis 1966 die Oberrealschule in Nieder-
viehbach. Im September 1966 trat ich in das neu sprachliche Gym-
nasium in Altötting Über, an dem ich im Juni 1971 das Abitur ab-
legte.

Im Wintersemester 1971/72 immatrikulierte ich mich an der tier-
ärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität in München.
Im Juni 1977 bestand ich die tierärztliche Prüfung. Meine Appro-
bation als Tierärztin erhielt ich am 20. Juli 1977.

Am 15. Dezember 1976 verheiratete ich mich mit dem Bildhauer
Josef Sallstorfer aus Velden/Vils.

